

ANNALES DE PARASITOLOGIE

HUMAINE ET COMPARÉE

TOME XXXII

1957

N° 4

MÉMOIRES ORIGINAUX

RECHERCHES SUR LE DÉVELOPPEMENT EXPÉRIMENTAL DE *BRACHYLECITHUM ALFORTENSE* (A. RAILLIET)

R. Ph. DOLLFUS 1954,

TRÉMATODE DICROCOELIIDÉ PARASITE
DES VOIES BILIAIRES DE LA PIE

Par Jean TIMON-DAVID

On a décrit un très grand nombre de Dicrocoeliidés, parasites des voies biliaires d'Oiseaux et de Mammifères, mais on ne connaît que dans quelques rares cas le cycle complet de ces Helminthes. Il est significatif de souligner qu'il ait fallu attendre 1952, avec la découverte de W. H. Krull et C. R. Mapes, pour connaître le second hôte intermédiaire d'une espèce aussi banale et aussi souvent étudiée que *Dicrocoelium dendriticum* (Rudolphi).

Les expériences et les observations décrites dans ce travail se rapportent à un parasite des canalicules biliaires de la Pie (*Pica pica* L.), que j'ai trouvé avec une grande fréquence chez cet Oiseau en Provence. Dans mon mémoire de 1953, je l'ai signalé sous la dénomination, alors en usage, de *Brachylecithum lobatum* (Railliet). L'année suivante (1954), R.-Ph. Dollfus a proposé pour cette même espèce le nom de *B. alfortense* (A. Railliet), d'après une étiquette manuscrite d'Alcide Railliet, se rapportant à des sujets trouvés dans les canaux biliaires de *Corvus cornix* L. à Alfort. R.-Ph. Dollfus ajoute (1954, p. 600) : « J'adopte donc *alfortense*

comme nom spécifique. Je ne suis pas sûr que cette espèce diffère de *Dicrocoelium lobatum* Railliet 1900, mais le spécimen-type de *lobatum* de la collection Railliet, que j'ai examiné, est malheureusement mal conservé, ce qui ne permet pas de me faire une opinion sur la légitimité de cette synonymie. » Et plus loin (p. 601) : « Il est très possible qu'*alfortense* tombe en synonymie de *lobatum*. »

Cette question de nomenclature n'a qu'une importance très secondaire dans le cadre de mes recherches expérimentales : l'essentiel est qu'aucune confusion ne soit possible au sujet de l'espèce étudiée. J'adopte donc ici la dénomination *B. alfortense*.

HISTORIQUE

Les cycles de Dicrocoeliidés déjà connus

A) Dicrocoeliidés d'Oiseaux.

Deux cycles ont été étudiés aux Etats-Unis ; tous deux comportent un Arthropode comme second hôte intermédiaire. Le premier est celui de *Brachylecithum americanum* J. F. Denton 1945, commun à l'état adulte (Tennessee, Texas) dans la vésicule biliaire de divers Oiseaux appartenant aux familles de *Icteridae* et *Corvidae* ; le taux d'infestation atteint jusqu'à 65 % dans certains cas. Les œufs, après incubation pendant 48 heures à 38-39° C., se développent expérimentalement chez *Polygyra texicana* (Moricand) et *Practicollela berlandieriana* (Moricand). Le sporocyste primaire peut être isolé par dissection au bout de 50 jours ; sa paroi se déchire entre le 64^e et 70^e jour et les sporocystes secondaires se disséminent dans toute la masse viscérale et dans le pied. Chaque Mollusque héberge ainsi de 3.000 à 4.000 sporocystes. Les cercaires à longue queue sont complètement développées à partir du 100^e jour ; elles se libèrent et viennent se rassembler dans la cavité palléale, formant des amas compacts de 150 à 300, enrobés dans une sécrétion muqueuse et visqueuse. Ces paquets de cercaires sont rejetés par les Mollusques et disséminés sur les feuilles des plantes. J. F. Denton estime que chaque Mollusque (*P. berlandieriana*) émet ainsi plus de 20.000 cercaires.

De nombreux essais ont été faits pour contaminer un second hôte intermédiaire : des résultats positifs ont été obtenus, mais demandent à être confirmés, avec un Coléoptère Chrysomélide, *Diabrotica duodecimpunctata*, chez lequel des métacercaires ont été trouvées ;

toutefois, une infestation naturelle préalable n'est pas exclue de façon certaine dans ce cas. D'autre part, des contaminations de larves de *Gastroidea cyanea* ont été aussi réalisées, mais les métacercaires trouvées dans la cavité générale n'étaient pas enkystées. Il subsiste donc encore quelques incertitudes.

Le cycle de *Conspicuum icteridorum* Denton et Byrd 1951 a été élucidé par J. A. Patten (1952). L'adulte vit dans la vésicule biliaire d'Oiseaux de la famille des *Icteridae*; il est particulièrement commun chez *Quiscalus quiscula quiscula* L. Le premier hôte est *Zonitoides arboreus*. 95 jours après la contamination, ce Mollusque renferme des sporocystes secondaires à maturité; ils sont expulsés par le pneumostome et dispersés à terre: chacun demeure fixé par sa base, perpendiculairement au substratum. Si l'humidité est suffisante, ils peuvent rester ainsi deux jours en état de turgidité; les cercaires qu'ils renferment demeurent actives pendant ce temps; elles sont armées d'un stylet et ne possèdent qu'une très courte queue pyriforme. Le second hôte est un Isopode terrestre: *Oniscus asellus* L. ou *Armadillidium quadrifrons* Stoller. Le taux d'infestation de ces deux espèces peut atteindre 70 %. La contamination a été obtenue en déposant les sporocystes renfermant les cercaires sur la nourriture de ces Crustacés. Les Isopodes renfermant les métacercaires ont été administrés à des Oiseaux qui hébergeaient, 60 heures après, de jeunes vers dans la vésicule biliaire.

B) Dicrocoeliidés de Mammifères.

1° Le cycle complet de *Dicrocoelium dendriticum* (Rudolphi) n'est connu que depuis ces dernières années, en dépit d'un grand nombre de recherches antérieures: le travail de C. R. Mapes et W. H. Krull (1951) ne cite pas moins de 183 références bibliographiques.

On sait, depuis H. Vogel (1929), que *Cercaria vitrina* von Linstow représente la larve de la « petite Douve »; son développement a été suivi chez une quinzaine de Mollusques Pulmonés, parmi lesquels: *Zebrina detrita* (Müller), *Helicella ericetorum* (Müller), *H. candidula* (Studer), *Cochlicella acuta* (Müller), etc... W. Neuhaus (1936-1938) admettait la contamination directe du mouton par les cercaires à longue queue groupées dans les boules de mucus. W. H. Krull et C. R. Mapes (1952-53) ont établi qu'un second hôte est nécessaire et ont découvert les métacercaires enkystées chez des Fourmis (*F. fusca* L.), dans l'Etat de New-York. Ces résultats ont été confirmés par H. Vogel et J. Falcao (1954) en Allemagne chez *F. fusca* L., *F. rufibarbis* Fabr. et *F. gagates* Latr., et par P. K. Svadjian (1954) en Arménie Russe chez *F. rufibarbis*.

2° *Eurytrema procyonis* J. F. Denton 1942 se trouve à l'état adulte dans les canaux pancréatiques de *Procyon lotor* au Texas. Le cycle a été partiellement décrit par J. F. Denton (1944). Le développement s'accomplit facilement chez un Mollusque terrestre : *Mesodon thyroidus*, chez lequel 70 % d'infestations positives ont été obtenues dans les conditions expérimentales. Les sporocytes de seconde génération émigrent dans la cavité palléale et sont rejetés en amas. Les cercaires n'ont qu'une très courte queue. Il est vraisemblable qu'un second hôte est nécessaire, mais ce point important n'a pas été éclairci.

3° Le cycle de *Platynosmum fastosum* Kossak 1910 a été étudié par J. F. Maldonado (1945-46). L'adulte est localisé dans la vésicule biliaire du chat à Porto-Rico où il est très commun. Le Mollusque *Subulina octona* est le premier hôte. La cercaire, à queue courte, présente des caractères semblables à ceux de la cercaire d'*Eurytrema procyonis* décrite par J. F. Denton.

J. F. Maldonado dit avoir trouvé des métacercaires *non enkystées* dans les canaux biliaires d'un lézard (*Anolis cristatellus*), mais la manière dont le lézard aurait acquis l'infestation n'a pas été élucidée. Le cycle a été complété en faisant manger des lézards infestés à des chats.

Selon J. A. Patten (1951), il est possible qu'un autre hôte intermédiaire soit nécessaire avant le lézard, ce dernier ne jouant, dans ce cas, que le rôle d'hôte d'attente. Il reste à découvrir les métacercaires enkystées.

4° Le cycle d'*Eurytrema pancreaticum* Janson 1889 a été décrit par C. C. Tang (1950). L'adulte vit dans les voies biliaires de divers Mammifères : bœuf, mouton, chèvre, etc..., dans la province de Fukien (Chine). Le premier hôte est représenté par des Mollusques terrestres de la famille des *Fruticoidolidae* : *Bradybaena similaris* Féruccac et *Cathaica ravidia sieboldiana* Pfeiffer. Il y a deux générations de sporocystes ; les sporocystes secondaires à maturité renferment de 144 à 218 cercaires à queue très courte ; ils sont très mobiles et se rassemblent dans la cavité palléale avant d'être expulsés ; l'émission se produit aussi bien pendant le jour que pendant la nuit. La contamination directe de l'hôte définitif par les cercaires n'a pu être réalisée. C. C. Tang considère comme probable la nécessité d'un second hôte intermédiaire.

Partant de ces résultats, J. A. Patten (1952, p. 179) admet chez les Dicrocoeliidés deux types de développement qui correspondraient à deux grandes directions évolutives :

1° Les espèces qui ont des cercaires à longue queue, mûrissant successivement pendant une longue période de temps et sortant par le pore génital du sporocyste. Exemples : *Dicrocoelium dendriticum* et *Brachylecithum americanum*.

2° Celles qui ont des cercaires à queue courte, mûrissant simultanément dans chaque sporocyste et ne sortant pas activement. Exemples : *Eurytrema procyonis*, *Platynosomum fastosum* et *Conspicuum icteridorum*. C'est dans le premier groupe que se situe le développement de *Brachylecithum alfortense* que j'ai étudié.

Fréquence et localisation de *Brachylecithum alfortense*

B. alfortense est très commun dans les canalicules biliaires interlobulaires de la Pie ; je l'ai observé souvent aussi chez la Corneille noire (*Corvus corone* L.). J'ai suivi régulièrement, pendant plusieurs années, les variations du taux d'infestation naturelle chez la Pie dans la région du Tholonet (Bouches-du-Rhône). Les pourcentages relevés pendant les mois de juillet à septembre ont toujours été élevés. Pour établir ces statistiques, le foie de chaque Oiseau, divisé en fragments, a été examiné en totalité au binoculaire, de manière à éviter à coup sûr toute omission. Les résultats ont été les suivants : 61 % en 1952 ; 75 % en 1953 ; 50 % en 1954 ; 72 % en 1955 ; 45 % en 1956.

J'ai déjà décrit ici-même (1953, p. 279) les lésions provoquées par le parasite dans les canalicules biliaires de la Pie.

Développement expérimental de *Brachylecithum alfortense*

J'ai pu suivre expérimentalement, à plusieurs reprises, la première partie du cycle de *B. alfortense* chez le Mollusque Pulmoné *Helicella (Helicopsis) arenosa* (Ziegler) Rossnässler, qui est très commun dans la région étudiée et se trouve régulièrement dans le contenu digestif de la Pie. Des lots de Mollusques témoins ne présentaient aucune infestation naturelle. J'ai obtenu, dans ces conditions, le développement des sporocystes et des cercaires ; mais la suite du cycle demeure, pour le moment, inconnue. Je considère comme très vraisemblable la nécessité d'un second hôte : peut-être un Insecte, par analogie avec les cycles déjà connus. J'ai noté la fréquence des Fourmis dans l'estomac de la Pie, ce qui peut orienter les recherches futures.

Conduite des expériences

Les *Helicopsis* ont été très facilement contaminés suivant la technique que j'ai décrite précédemment pour d'autres parasites de la Pie.

Première contamination. — 1^{er} août 1955, à partir d'un grand nombre de sujets fournis par une Pie ♂ (N° 1.256). Résultat : 33 Mollusques contaminés positivement sur 42, soit 78,5 %. 5 octobre : l'hépato-pancréas renferme d'innombrables sporocystes cylindriques, longs de 200 à 400 μ ; ils sont complètement immobiles, et bourrés de cellules indifférenciées. 4 novembre : les sporocystes, longs de 600 à 800 μ , présentent des mouvements lents, et renferment des amas arrondis de cellules germinales. 29 novembre : la taille atteint 1.200 à 1.300 μ ; les mouvements sont très actifs ; les cercaires, bien visibles, n'ont pas encore de queue distincte. 26 janvier 1956 : les cercaires commencent à être munies d'une queue plus ou moins longue et d'un stylet. 16 février : les cercaires sont complètement développées ; leur queue est aussi longue ou plus longue que le corps ; l'habitus des sporocystes s'est profondément modifié : leur portion médiane, fortement dilatée, est devenue ovoïde ou subsphérique ; les deux extrémités sont étroitement contractées.

2^e contamination. — 30 juillet 1956 : Une Pie ♂ (N° 1.304) fournit un certain nombre de *Brachylecithum*, pas très abondants. Résultat : 9 Mollusques sur 36 contaminés = 25 %. Le 15 janvier 1957, les cercaires n'ont pas encore de queue ; le 14 mars, la queue est longue, et les sporocystes ont pris leur forme caractéristique à maturité.

3^e contamination. — 13 septembre 1956, à partir du matériel très abondant fourni par une Pie ♀ (N° 1.306). Résultat : 28 Mollusques sur 35 contaminés = 80 %. 19 janvier 1957 : l'hépato-pancréas est envahi par d'innombrables sporocystes, renfermant des sphères germinales encore peu différenciées. 21 février : les sporocystes sont devenus très mobiles ; ils renferment des embryons de cercaires bien reconnaissables, mais pas encore de formes avec queues. 6 mars : quelques cercaires à queue courte. 19 avril : les sporocystes sont dilatés dans leur région moyenne, rétrécis à leurs deux extrémités, qui sont devenues filamenteuses ; cercaires à longue queue très abondantes. 3 mai : cercaires complètement développées, munies de leur stylet.

Les sporocystes

Le sporocyste primaire n'a pas été observé. Les premiers sporocystes ont été vus 65 jours après la contamination des Mollusques. Il s'agit, évidemment, de sporocystes de seconde génération (*Daughter sporocysts*). A ce moment, l'hépato-pancréas est bourré

d'innombrables tubes cylindriques (longueur, 210 à 420 μ ; largeur, 87 à 122 μ) ; leur contenu, d'aspect uniformément granuleux, est formé d'un grand nombre de noyaux dont la taille est voisine de 9 μ en moyenne. Ces organismes, de couleur blanche, ne présentent aucun mouvement apparent.

Quatre-vingt-quinze jours après la contamination, les sporocystes atteignent 600 à 800 μ (fig. 1) ; ils commencent à montrer des mou-



FIG. 1. — Sporocystes de *Brachylecithum alfortense*
95 jours après la contamination (coloration : rouge neutre)

vements lents de leur extrémité antérieure ; ils contiennent des embryons de cercaires, toujours en petit nombre : 1 à 6 par sporocyste, le plus souvent 3 à 5. Ces ébauches se présentent sous forme de masses germinales arrondies ou ovoïdes, très fortement basophiles ; leur grand axe mesure 100 à 115 μ ; aucun organe n'est encore reconnaissable. Sur les coupes colorées par la réaction de Feulgen, les noyaux volumineux et rapprochés permettent de localiser facilement chaque amas embryonnaire.

La taille des sporocystes de 120 jours (fig. 2) atteint 1,1 à 1,3 mm. ; les mouvements deviennent alors très accusés : l'extrémité anté-

rieure s'étire et se rétracte rythmiquement ; quand elle est en extension, elle forme un prolongement conique qui prend l'aspect d'une sorte de museau. Les mouvements intéressent aussi les embryons de cercaires qui, sous l'effet des contractions de la paroi, exécutent des déplacements d'avant en arrière dans la cavité du sporocyste.

Les coupes (fig. 4) montrent que la paroi du sporocyste est peu épaisse (3 à 12 μ) dans la région moyenne du tube ; elle est consti-

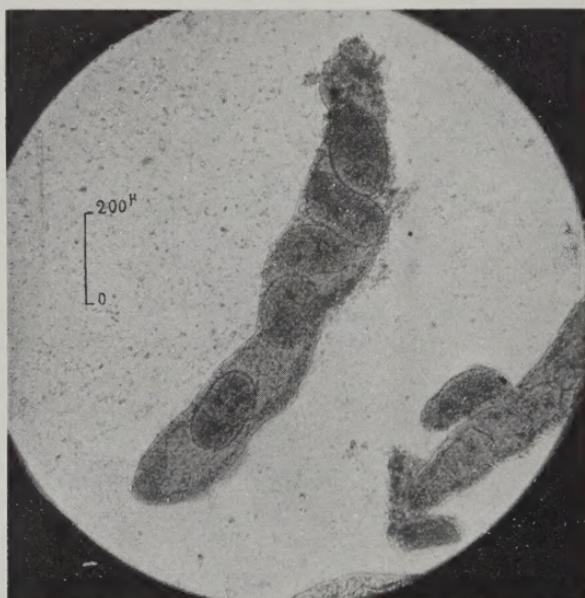


FIG. 2. — Sporocyste un peu plus âgé (120 jours) renfermant cinq cercaires, photographié *in vivo* (rouge neutre)

tuée par une cuticule qui est fortement P.A.S. positive ; la couche sous-jacente renferme un petit nombre de noyaux (8 à 9) disséminés. Par contre, aux deux extrémités du sporocyste, la paroi est épaisse et les cellules sont pluristratifiées.

Il est difficile d'évaluer exactement le nombre de sporocystes hébergés par un seul Mollusque, mais j'estime qu'il est de l'ordre de plusieurs milliers.

L'allure du sporocyste se modifie beaucoup quand les cercaires approchent de la maturité (fig. 6). On voit alors la partie moyenne du tube se dilater fortement en formant un renflement très accusé

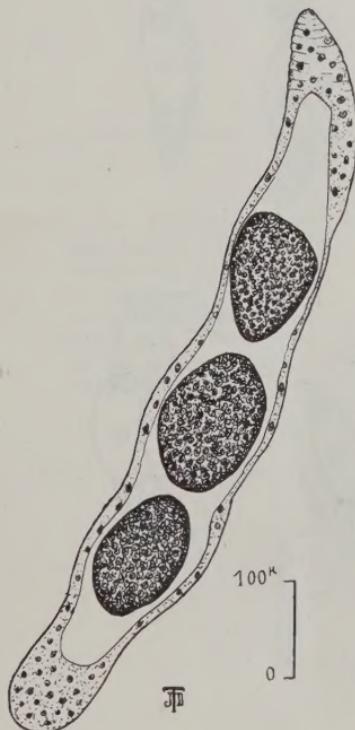


FIG. 3. — Sporocyste (139 j.) renfermant trois cercaires. Dessin d'après microprojection.

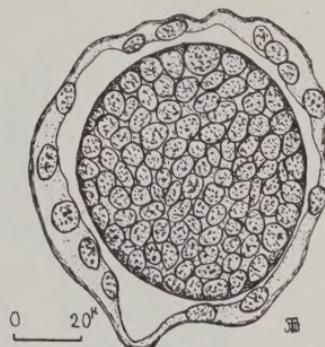


FIG. 4. — Coupe transversale d'un sporocyste (195 jours). Pièce fixée au Gilson. Coloration : glichémalun-vert lumière. (Micropojection).

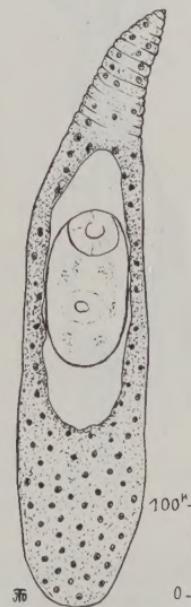


FIG. 5. — Sporocyste (178 jours) renfermant une cercaire unique. Microprojection *in vivo*, sans coloration.

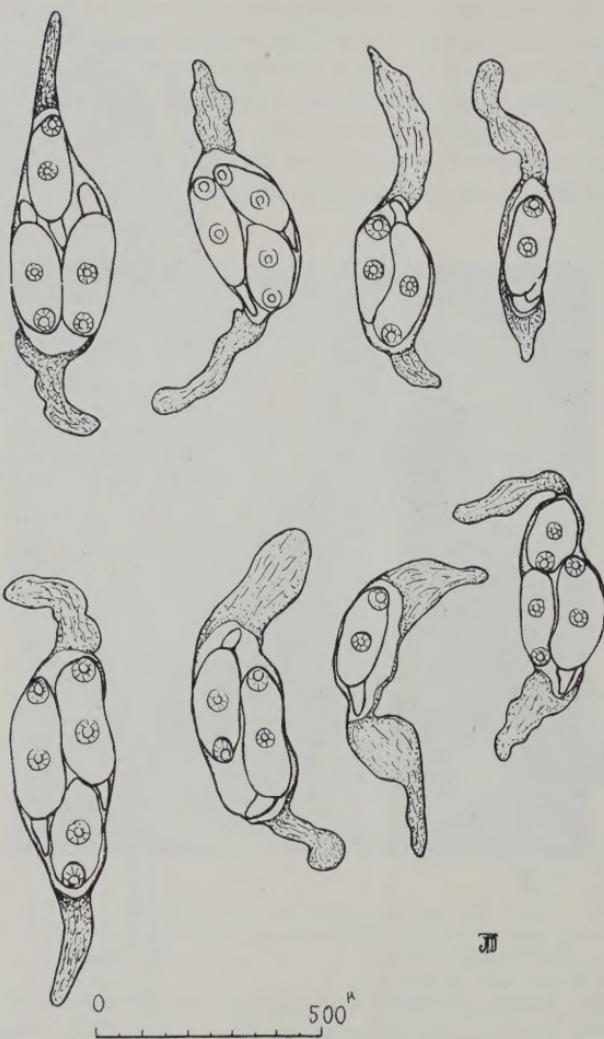


FIG. 6. — Divers aspects de sporocystes (194 jours), commençant à montrer la dilatation de la région moyenne et la constriction des deux extrémités. Microposition in vivo, sans coloration.

où sont groupées les cercaires peu nombreuses et étroitement rapprochées, tandis que les régions antérieure et postérieure se contractent et se flétrissent, finissant par se transformer en longs prolong-

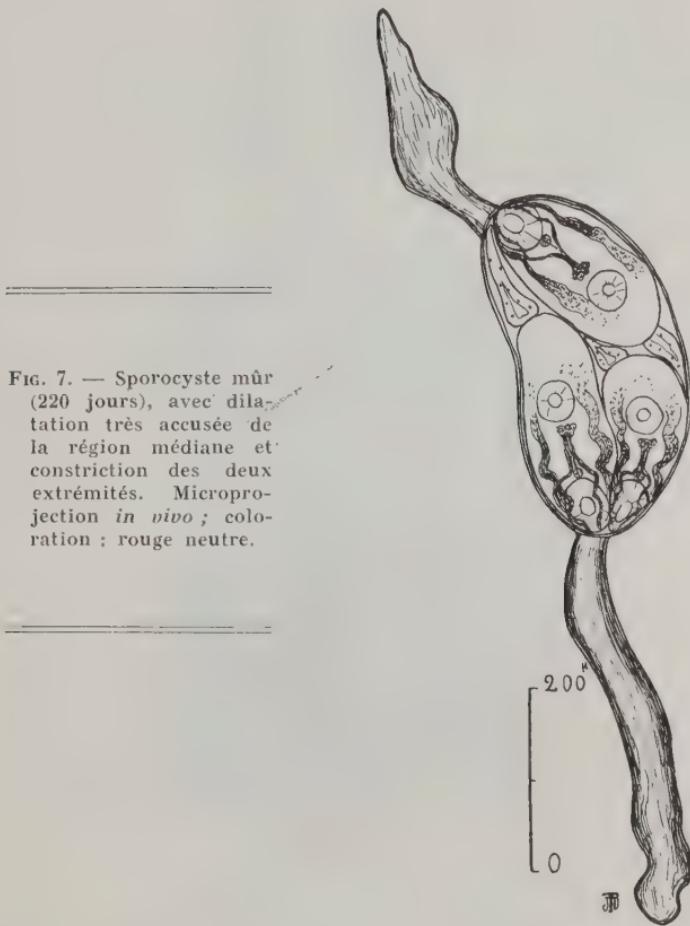


FIG. 7. — Sporocyste mûr (220 jours), avec dilatation très accusée de la région médiane et constriction des deux extrémités. Microprojection *in vivo*; coloration : rouge neutre.

gements filamenteux. Quand cette évolution est achevée (fig. 7), le sporocyste a pris l'aspect d'une sorte de sac prolongé par deux queues ; l'aspect est très caractéristique.

Il est intéressant de noter qu'un processus analogue a été décrit par C. C. Tang (1950, p. 566-568) chez le sporocyste d'*Eurytrema pancreaticum* Janson ; mais, dans ce dernier cas, le sac médian renferme un grand nombre de cercaires (144 à 218), à queue très courte.

La cercale

Dans l'organogénèse de la cercale, c'est d'abord la ventouse orale qui devient reconnaissable, puis l'acetabulum. La queue ne commence à s'individualiser que vers 144 jours : elle ne mesure à ce moment que 25 μ pour un corps long de 225 μ .



FIG. 8. — Jeune cercale (180 jours), photographiée *in vivo*, sans coloration.

La cercale de *Brachylecithum alfortense* est du type *vitrina* (fig. 9). Le corps mesure 380 à 400 μ ; la queue, 400 à 410 μ . Ventouse orale, 75 à 80 μ ; acetabulum, 80 à 85 μ . Cette cercale est armée d'un stylet long de 13 μ , large de 4 μ à sa base et un peu élargi à sa partie antérieure qui se termine par trois dents (la médiane un peu plus développée). Le tube digestif comprend un pharynx sensiblement sphérique (21 μ), qui fait suite à la ventouse orale sans intercalation d'aucun prépharynx. L'œsophage, court et étroit, à peine visible, descend dans l'axe du corps. Les cœcums sont indiscernables.

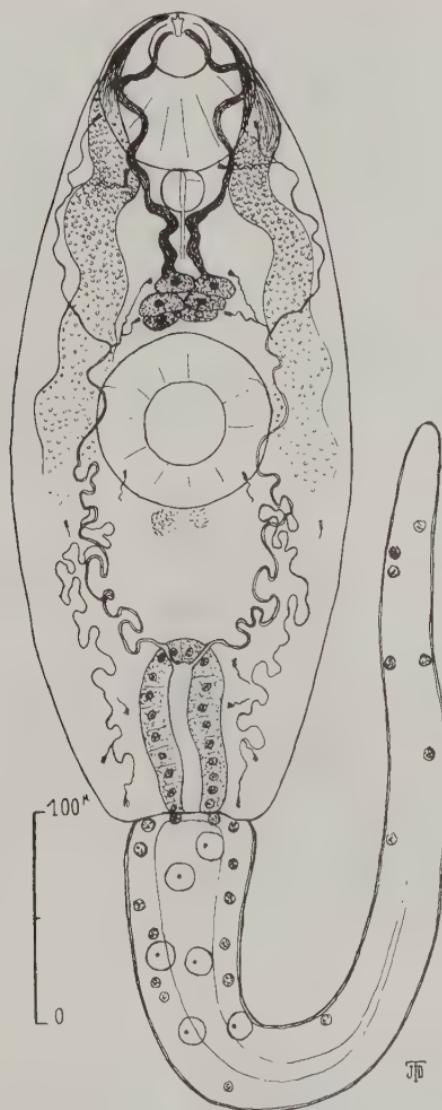


FIG. 9. — Cercaire complètement développée (241 jours)

Le système glandulaire est très développé : j'ai observé un groupe médian préacétabulaire et deux groupes latéraux symétriques. Le groupe médian forme un massif cellulaire qui se colore fortement

par le rouge neutre ; il comprend six cellules glandulaires qui mesurent chacune 16 à 17 μ ; les canaux qui s'en détachent se dirigent en avant, en entourant l'œsophage ; arrivés au niveau du pharynx, ils le contournent en décrivant une courbe à concavité interne et vont déboucher à la base du stylet.

Les glandes latérales, beaucoup plus développées, s'étendent de chaque côté, jusqu'au bord postérieur de l'acetabulum ; je n'ai pu dénombrer exactement les éléments glandulaires qui le constituent. Ces cellules élaborent d'innombrables granulations d'un diamètre voisin de 1,5 μ , qui rendent plus ou moins opaques les côtés du corps. Les canaux qui en proviennent contournent la ventouse orale et viennent déboucher au-devant de celle-ci.

Les organes génitaux sont représentés par un territoire plus colorable, mal délimité, situé immédiatement en arrière de l'acetabulum. Le système excréteur comprend une vessie tubulaire, longue d'environ 80 μ , dont la paroi est constituée par une couche cellulaire très régulière (12 μ). Les deux trones excréteurs primaires se détachent de part et d'autre de sa région antérieure ; leur trajet est très sinuex. Le point de bifurcation se situe à la hauteur du bord postérieur de l'acetabulum. La branche récurrente recoupe plusieurs fois le tronc primaire et se dirige vers la région postérieure. L'observation des flammes vibratiles est difficile : j'ai pu en identifier 10 paires (fig. 9), mais ce chiffre n'est certainement pas complet : il est probable qu'il doit en exister 12 paires, comme chez les autres cercaires du type *vitrina*.

La queue est large de 60 à 90 μ à sa base ; elle s'amincit progressivement ; sa longueur varie beaucoup suivant son état de contraction ; elle est creusée d'une cavité et renferme six noyaux géants (14 μ), munis d'un nucléole bien apparent ; il y a en outre une vingtaine de petits noyaux disséminés.

RÉSUMÉ

Brachylecithum alfortense (Railliet) R.-Ph. Dollfus est commun dans les canaux biliaires interlobulaires de la Pie dans le Sud-Est de la France (Bouches-du-Rhône). Son développement expérimental a été réalisé à plusieurs reprises, pendant deux années consécutives, en faisant ingérer les œufs par un Gastéropode Pulmoné : *Helicella (Helicopsis) arenosa* (Ziegler) Rossmässler. Dans ces conditions, le taux des Mollusques positivement contaminés varie de 25 à 80 % selon les lots. Les témoins sont indemnes.

Le sporocyste primaire n'a pas été observé. Les sporocystes secondaires, au nombre de plusieurs milliers par Mollusque, sont de forme cylindrique ; chacun ne renferme qu'un petit nombre de cercaires (de 1 à 6). Le stade rédieu est sauté. L'habitus du sporocyste se modifie beaucoup à maturité : la région moyenne se dilate en sac, dans lequel les cercaires sont rassemblées ; les deux extrémités se flétrissent et se transforment en prolongements longs et étroits.

Les cercaires sont des xiphidiocercaires à longue queue, du type *vitrina* ; elles renferment un groupe médian de cellules glandulaires et deux groupes latéraux symétriques. Aucune forme enkystée n'a été observée.

La suite du cycle est inconnue. Par analogie avec ce qui est établi par ailleurs chez les Dicrocoeliidés, une hypothèse de travail est proposée : un second hôte intermédiaire serait nécessaire et pourrait être un Insecte.

BIBLIOGRAPHIE

CAMERON (T. W. M.), 1931. — Experimental infection of sheep with *Dicrocoelium dendriticum*. *J. Helminth.*, 9, 41-44.

DENTON (J. F.), 1941. — Studies on the life history of a Dicrocoeliid Trematode of the genus *Lyperosomum*. *J. Parasit.*, 27 (Suppl.), 13-14.

— 1944. — Studies on the life history of *Eurytrema procyonis* Denton 1942. *J. Parasit.*, 30, 277-286.

— 1945. — Studies on the life history of *Brachylecithum americanum* n. sp., a liver fluke of passerine birds. *J. Parasit.*, 31, 131-141.

DOLLFUS (R. Ph.), 1935. — Les Distomes des Stylomatophores terrestres (Excl. Succineidæ). Catalogue par hôtes et résumé des descriptions. *Ann. Parasitol.*, 13, 176-188, 259-278, 369-385 et 445-485.

— 1938. — Au sujet d'une cercaire de Dicrocoeliidé récemment observée en Bretagne. *Ann. Parasitol.*, 16, 560-561.

— 1954. — Miscellanea Helminthologica Maroccana, XIII. Deux Dicrocoeliinæ d'Oiseaux passériformes du Maroc. Discussion de quelques genres de Dicrocoeliinæ d'Homéothermes. *Arch. Inst. Pasteur du Maroc*, 4, 583-601.

— 1956. — Fourmis et « Petite Douve ». *L'Entomologiste*, 12, n° 2-3, 33-35.

— CALLOT (J.) et DESPORTES (C.), 1934. — Sur une cercaire du groupe *vitrina* et sa métacercaire enkystée. *Ann. Parasitol.*, 12, 521-527.

KRULL (W. H.) and MAPES (C. R.), 1952. — Studies on the biology of *Dicrocoelium dendriticum* (Rudolphi 1819), Looss 1895 (Trematoda : Dicrocoeliidæ) including its relations to the intermediate host, *Cionella lubrica* (Müller). VII. The second intermediate host of *Dicrocoelium dendriticum*. *The Cornell Veterinarian*, 42, 603-604.

— 1953. — Même titre. IX. Notes on the cyst, metacercaria and infection in the ant *Formica fusca*. *The Cornell Veterinarian*, 43, 389-410, fig. 1-4.

MALDONADO (J. F.), 1945. — The life history and Biology of *Platynosomum fastosum* Kossak 1910 (Trematoda : Dicrocoeliidæ). *Puerto Rico J. Pub. Health Trop. Med.*, 21, 17-39.

— 1946. — Ciclo vital y biología del *Platynosomum fastosum* Kossak 1910 (Trematodos) : *Dicrocoeliidæ*. *Rev. Med. Trop. Parasitol.*, 12, 60-68.

NEUHAUS (W.), 1936. — Untersuchungen über Bau und Entwicklung der Lanzettigel-Cercarie (*Cercaria vitrina*) und Klarstellung des Infektionsverganges beim Endwirt. *Zeit. Parasitenk.*, 8, 431-473.

PATTEN (J. A.), 1951. — The life cycle of the Dicrocoeliid Trematode *Conspicuum icteridorum* Denton and Byrd. *Anat. Rec.*, 111, 583-584.

— 1952. — The life cycle of *Conspicuum icteridorum* Denton and Byrd, 1951. (Trematoda : Dicrocoeliidæ). *J. of Parasitol.*, 38, 163-181.

SVADJIAN (P. K.), 1954. — Sur la recherche de l'hôte intermédiaire de *Dicrocoelium lanceatum* Stiles et Hassal 1896 dans les conditions de la République soviétique socialiste d'Arménie (Trematoda, Dicrocoeliidæ) (en russe). *Doklady Akadem. Nauk. Armjansk. S.S.R.*, 19, 153-156.

TANG (C. C.), 1950. — Studies on the life history of *Eurytrema pancreaticum* Janson 1889. *J. Parasit.*, 36, 559-573.

TIMON-DAVID (J.), 1953. — Recherches sur les Trématodes de la Pie en Provence. *Ann. Parasitol. Hum. et Comp.*, 28, 247-288.

— 1956. — Contribution à la connaissance du cycle évolutif des Dicrocoeliidæ (Trematoda, Digenea) : Développement expérimental de *Brychyllecithum alfortense* (Railliet), R.-Ph. Dollfus 1954. *C.R. Ac. Sc.*, 242, 1374-1376.

VANEY (G.) et CONTE (A.), 1899. — Sur une cercarie (*C. pomatiae*, n. sp.) parasite d'*Helix pomatia*. *Zool. Anz.*, 22, 194-196.

VOGEL (H.), 1929. — Beobachtungen über *Cercaria vitrina* und deren Beziehung zum Lanzettigelproblem. *Arch. Schiffs- u. Tropenhyg.*, 33, 474-489.

— u. FALCAO (J.), 1954. — Ueber den Lebenszyklus des Lanzettigelgels, *Dicrocoelium dendriticum*, in Deutschland. *Zeit. für Tropenmed. u. Parasitol.*, 5, 275-296.

Faculté des Sciences de Marseille, Laboratoire de Biologie Animale P.C.B.
(Professeur : J. TIMON-DAVID)

LES *DICROCOELIINÆ* D'OISEAUX
DECRIPTS OU MENTIONNES EN 1900
PAR ALCIDE RAILLIET ET QUELQUES AUTRES

Par Robert Ph. DOLLFUS

Alcide Railliet (1900, p. 239-242), dans une note non accompagnée de figures, s'est limité à « signaler sommairement », en 7 paragraphes, des *Dicrocoeliinæ* hépatiques récoltés par lui-même chez divers Oiseaux, en France. Une description détaillée manquant pour la plupart des espèces qu'il mentionne, plusieurs d'entre elles sont difficilement reconnaissables. Quelques-uns des spécimens de la publication de Railliet (1900) ont été conservés dans la collection du Laboratoire de Parasitologie de l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort et j'ai pu en obtenir communication (1).

Dans un travail antérieur (1954), à l'occasion d'une étude de *Dicrocoeliinæ* du Maroc, j'ai utilisé, pour comparaison, quelques spécimens originaux de Railliet (2) et j'ai figuré deux d'entre eux. Traitant aujourd'hui de l'ensemble des spécimens existant encore parmi ceux mentionnés en 1900 par Railliet, je crois utile de reproduire ici les deux figures déjà données dans ma publication de 1954.

Pour les renseignements ci-après, je conserve la numérotation de 1^o à 7^o employée par A. Railliet.

« 1^o *Dicrocoelium clathratum* (Deslongchamps, non Olsson) (*Distomum refertum* Mühling) ». Quelques spécimens ont été récoltés à Alfort (Seine), le 5 août 1899, dans la vésicule biliaire de trois martinets *Micropus* (- *Apus*) *apus* (L. 1758). Il reste deux préparations de ces spécimens ; elles sont en trop mauvais état pour être figurées, mais, comme il s'agit d'une espèce bien connue, figurée par Mühling, on ne peut pas douter de l'identification donnée par Railliet, qui renvoie à Mühling. Pour les œufs, Mühling (1898, p. 84) a indiqué

(1) Je remercie très vivement le professeur Jean Guilhon et son assistant le Dr Vétérinaire Jean Obry d'avoir mis à ma disposition ces précieux matériaux.

(2) Beaucoup de ces spécimens avaient été montés dans de la gélatine glycérinée, souvent sans coloration, et se sont mal conservés ; quelques-uns avaient été mis en eau formolée et étaient devenus d'une extrême fragilité. Néanmoins, pour une étude anatomique d'ensemble, une grande partie de ces matériaux a pu être utilisée.

39,6-46,8 \times 25-31,2 μ ; les œufs d'un des spécimens de Railliet mesurent de 44 \times 30 à 47,2 \times 32,7 μ .

Si l'on accepte les définitions génériques que j'ai proposées en 1954, l'espèce de Deslongchamps se place dans le genre *Conspicuum* G. D. Bhalerao 1936, autant que l'on peut en juger d'après les figures données pour *refertum* par Paul Mühlung (1896, pl. I, fig. 5; pl. II, fig. 12). Ces figures sont, à ma connaissance, les seules publiées qui représentent *clathratum*.

« 2° *Dicrocoelium Olssoni* (*Distomum clathratum* Olsson et Mühlung, non Deslongch.). » Une douzaine d'exemplaires ont été récoltés à Alfort, dans la vésicule biliaire d'un martinet *Apus apus* (L.). Pour la description, Railliet renvoie à Mühlung.

C'est le générotype d'*Olssoniella* L. Travassos 1944. J'ai été d'avis (1954, p. 590) qu'il était justifié de maintenir ce genre, alors qu'antérieurement (1951, p. 149), je l'avais considéré comme un synonyme de *Brachylecithum*.

A ma connaissance, les seules figures d'*Olssoni* sont celles publiées sous le nom de *Dist. clathratum* Deslongchamps, par P. Olsson (1876, pl. IV, fig. 55-56) et P. Mühlung (1898, pl. I, fig. 7, et pl. III, fig. 17), et celle publiée sous le nom de *Brachylecithum Olssoni* (A. Railliet), par moi (1951, fig. 21) (1).

« 3° *Dicrocoelium longicauda* (Rud.) (*Distoma macrourum* Rud.). » Une description a été donnée par Railliet des spécimens qu'il a considérés comme représentant la forme typique et qu'il a recueillis dans la vésicule biliaire d'un *Corvus cornix* L., du département de Seine-et-Marne. Un seul de ces spécimens existe encore de cette provenance, récolté à Hernières (Seine-et-Marne), le 27 janvier 1900. Ce spécimen n'est pas en assez bon état pour être figuré, mais il correspond bien à *longicauda*, générotype de *Lyperosomum* A. Looss 1899. Dans son état actuel, il mesure environ 11 mm., avec une largeur d'environ 1 mm. Ventouse orale 0,384 \times 0,446, ventouse ventrale 0,922 \times 1,060, pharynx 0,307 \times 0,230. Le pore génital est à une distance de 0,245 du pharynx. La poche du cirre mesure 0,538 \times 0,230. Le testicule antérieur est très latéral, son bord antérieur est distant de 0,461 du bord postérieur de la ventouse ventrale; il y a un espace de 0,690 entre les deux testicules et un espace de 0,538 entre le testicule postérieur et l'ovaire. Les vitello-gènes n'atteignent pas tout à fait le testicule antérieur et se conti-

(1) D'après un individu de la vésicule biliaire d'*Apus pallidus brehmorum* Hartert, récolté à Rabat (Maroc) en avril 1947 par le Dr Jean Gaud.

nuent en arrière de l'ovaire sur 1,768 mm. Les œufs mesurent $30 \times 19,2$, $32,7 \times 22$, $37,7 \times 22 \mu$.

Pour *Lyperosomum longicauda* (Rudolphi 1809), une bonne figure a été donnée par J. K. Strom (1940, p. 201, fig. 14), d'après un spécimen récolté chez *Collurio erythronotus jaxartensis* Buturlin, en Kirghisie.

Railliet relate qu'il a recueilli aussi ce même type de Dicrocoelien dans la vésicule biliaire d'un *Corvus corone* L., du département de l'Aube. Deux spécimens de cette provenance, récoltés le 2 janvier 1900 à Pouy (Aube), sont encore présents dans la collection, et l'un d'eux (fig. 1) est encore assez bien conservé ; il est conforme au type original de Rudolphi, redécrit et figuré par Max. Braun (1902, p. 106-108, pl. VI, fig. 65), et à la description de Paul Mühling (1896, p. 248-252, pl. XVI, fig. 2 ; pl. XVIII, fig. 9) (1) de spécimens récoltés chez *Corvus cornix* L., à Rostock (Prusse orientale), ainsi qu'à la description par J. Timon-David (1953, p. 281-283, fig. 26) d'individus qu'il a obtenus de la vésicule biliaire de *Pica pica* (L.), aux environs d'Aix-en-Provence (Bouches-du-Rhône).

Le spécimen que je figure, récolté à Pouy (Aube), le 2 janvier 1900, a été fortement aplati ; dans son état actuel, ses caractéristiques sont : longueur 8 mm., largeur au niveau de la ventouse ventrale 0,72, ventouse orale 0,26, ventouse ventrale 0,580, pharynx $0,193 \times 0,225$, diamètre de la poche du cirre 0,12 ; œufs (μ) $27,5 \times 19,25$, 28×20 , 29×20 , $30,25 \times 19,25$, $30,25 \times 20,25$, 33×22 .

Railliet mentionne ensuite « une forme voisine... fournie par un *Corvus cornix* tué à Alfort en 1884 et par un *Corvus frugilegus* récemment abattu dans les environs de Paris ». Trois spécimens de cette « forme voisine » sont conservés dans la collection et étiquetés « *Dicrocoelium macrourum* », avec la date du 20 février 1884 ; deux d'entre eux sont en assez bon état (fig. 2 et 3) ; ils correspondent exactement à *Oswaldoia (Dicrocoelioides) skrjabini* (P. F. Soloviev 1911). L'un d'eux, un peu aplati, présente les mesures suivantes : longueur 6,2 mm., largeur 1,6, ventouse orale 0,43, ventouse ventrale 0,825, pharynx $0,21 \times 0,23$, poche du cirre : diamètre 0,340. Œufs $32 \times 22 \mu$.

Cette espèce a été plusieurs fois figurée, depuis P. F. Soloviev (1911, p. 1-7, 11-13, fig. 1-3), dont les spécimens provenaient de *Corvus cornix* L., du Turkestan russe, en particulier par K. I. Skrjab-

(1) Max. Braun (1902, p. 108) fait remarquer une erreur dans la description de Mühling : les œufs de l'exemplaire de Mühling, après vérification, mesurent $0,0230 \times 0,019$ et non pas $0,0435 \times 0,015-0,025$.

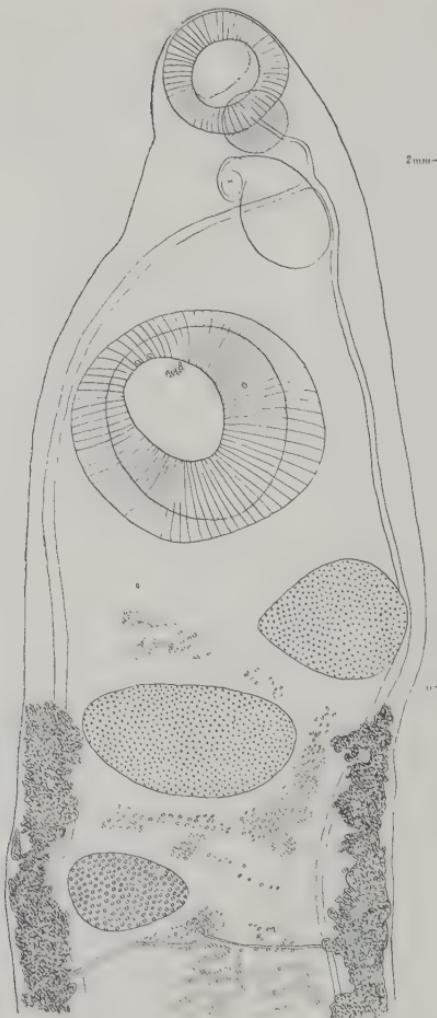


FIG. 3

FIG. 3. — Même espèce et même provenance que pour la fig. 2.

bin (1913, p. 369, pl. XIV, fig. 14), d'après un spécimen des canaux biliaires de *Corvus corone* L., du Turkestan russe. Skrjabin identifia aussi l'espèce dans les canaux biliaires de *Corvus frugilegus* L., de la même région.

En ce qui concerne les spécimens trouvés dans la vésicule biliaire d'un *Corvus frugilegus* L., aux environs de Paris (10 février 1900),

mentionnés par Railliet (1900, p. 240), un seul a été retrouvé ; il est incomplet et en très mauvais état ; tout ce que l'on peut en dire, c'est qu'il s'agit de la même espèce.

Pour *Oswaldoia (Dicrocoelioides) skrjabini* (Soloviev 1911), j'avais cru pouvoir proposer (1954, p. 591, fig. 21) un genre parti-

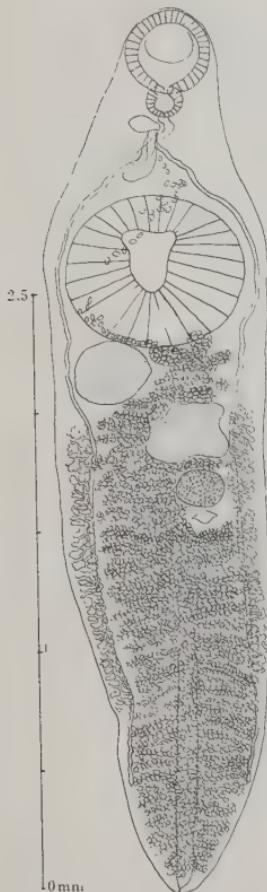


FIG. 6

FIG. 6. — *Oswaldoia (Dicrocoelioides) skrjabini* (P. F. Soloviev 1911), vésicule biliaire de *Pica pica* (L.). Richelieu (Indre-et-Loire). R.-Ph. DOLLFUS leg., août 1943.

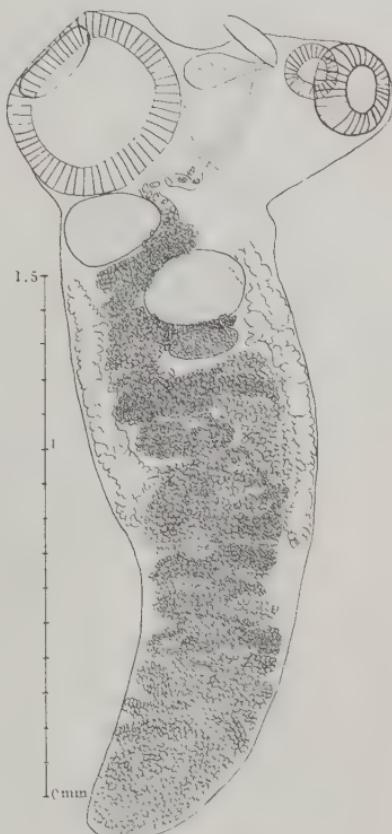


FIG. 7

FIG. 7. — *Oswaldoia (Dicrocoelioides) skrjabini* (P. F. Soloviev 1911), spécimen atypique, vésicule biliaire. *Pica pica* (L.). Richelieu (Indre-et-Loire). R.-Ph. DOLLFUS leg., 24-8-1943.

culier : *Dicrocoeloides*, se séparant d'*Oswaldoia* par sa forme moins longue et un peu plus large, sa poche du cirre plus grosse. Ayant, depuis lors, examiné de nombreux spécimens de l'espèce *skrjabini*, j'en ai trouvé parmi eux plusieurs qui avaient, à très peu

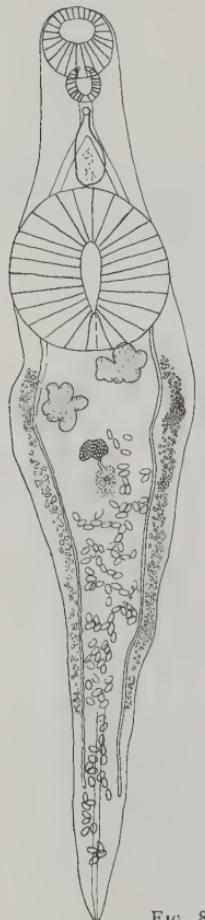


FIG. 8

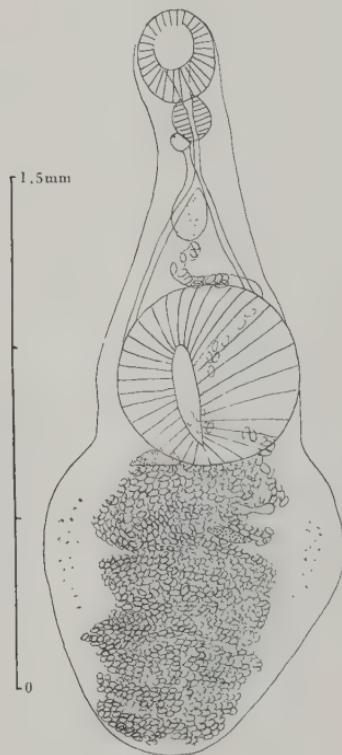


FIG. 9

FIG. 8-9. — Même espèce, spécimens atypiques. *Pica pica* (L.).
Richelieu (Indre-et-Loire). R.-Ph. DOLLFUS leg., 22-8-1943.

près, à la fois les caractères de *Dicrocoeloides* et ceux d'*Oswaldoia* ; je renonce donc à mon genre *Dicrocoeloides* : c'est tout au plus un sous-genre d'*Oswaldoia* L. Travassos 1919, où l'on peut placer les formes plus larges et plus courtes que les *Oswaldoia* typiques.

Oswaldoia (Dicrocoelioides) skrabini (Soloviev) présente des variations individuelles de grande amplitude (fig. 7-9) ; les spécimens atypiques sont fréquents ; plusieurs fois, si je n'avais pas trouvé, dans la même vésicule biliaire, des spécimens de la forme habituelle mélangés à des atypiques, je n'aurais pas considéré ceux-ci comme conspécifiques.

« 4° *Dicrocoelium panduriforme* n. sp. », de la vésicule biliaire de *Pica pica* (L.), dans le département de l'Aisne, en octobre 1899. Une assez bonne préparation existe (fig. 10), étiquetée « *panduriforme* », d'un spécimen de cette provenance, récolté à Saint-Georges (Aisne), le 2 octobre 1899. Ce n'est peut-être pas le spécimen utilisé par Railliet pour la description, car les testicules, au lieu d'être « presque côté à côté », sont un peu écartés l'un de l'autre, mais, s'il ne s'agit pas de l'holotype, il s'agit certainement d'un syntype. Je décris ce spécimen : « Corps oblong, moyennement allongé, environ 3 fois 1/2 aussi long que large (longueur 3,4, largeur 1 mm.), ayant sa plus grande largeur en arrière de la ventouse ventrale et en avant de la mi-longueur, immédiatement en arrière des testicules. Très grande ventouse ventrale ayant son centre un peu en arrière de la fin du premier quart de la longueur du corps, presque double de l'orale. Diamètre moyen de la ventouse orale 0,269, de la ventrale 0,520. Pharynx en forme de tonnelet, mesurant 0,132 × 0,117 ; œsophage à peine plus long que le pharynx ; bifurcation intestinale à peu près à mi-distance entre les ventouses ; branches intestinales se terminant avant le dernier cinquième de la longueur du corps. Testicules légèrement, mais nettement obliques l'un par rapport à l'autre, écartés. Ovaire latéral, en arrière du testicule postérieur, dont il est séparé par une boucle utérine. Vitellogènes en petits follicules disposés suivant deux champs latéraux étroits, atteignant antérieurement le niveau des testicules, dépassant même un peu le testicule postérieur, s'étendant sur environ 1/3 de la longueur du corps du côté gauche et plus du tiers du côté droit. Grosse poche du cirre piriforme (diamètre environ 0,127), en partie en arrière de la bifurcation intestinale. Pore génital au niveau du bord postérieur du pharynx. Œufs extrêmement nombreux, n'ayant rien de caractéristique, mesurant 38,5 × 22, 41,2 × 24,7, 44 × 22, 44 × 24,7, 47 × 27,5 μ ».

DISCUSSION. - L'acception restreinte que j'ai donnée (1954, fig. 6) au genre *Hyperosomum* en exclut *panduriforme*. Il ne s'agit pas du genre *Conspicuum*, où les testicules sont symétriques et généralement plus antérieurs. *Oswaldoia* convient assez bien, mais, chez les



FIG. 10. — *Oswaldoia (Dicrocoelioides) panduriformis* (A. Railliet 1900), vésicule biliaire de *Pica pica* (L.) Saint-Georges (Aisne). A. RAILLIET leg., 2-10-1899.



FIG. 1. *Lypersomum longicauda* (Rudolphi 1819), vésicule biliaire de *Corvus corone* L., Pouy (Aube). A. RAILLIET leg., 2-1-1900.

FIG. 2. — *Oswaldoda (Dicrocoelioides) skrjabini* (P. F. Soloviev 1911), vésicule biliaire de *Corvus corone* L., Richelieu (Indre-et-Loire). A. RAILLIET leg., 20-2-1884.



FIG. 4. — *Oswaldoda (Dicrocoelioides) skrjabini* (P. F. Soloviev 1911), canal biliaire de *Corvus corone* L., Richelieu (Indre-et-Loire). R-Ph. DOLLEUS leg., 1-8-1935.

Dimensions de ce spécimen : longueur 5,5 mm., largeur 0,765 mm., ventouse orale 306 μ , ventouse ventrale 720 μ , pharynx 163 μ , poche du cirre 225 \times 150 μ , testicule antérieur 180 \times 225 μ , testicule postérieur 195 \times 240 μ , ovaire 165 \times 240 μ , œufs 27,5 \times 19, 30 \times 22, 32,75 \times 20,5 μ , vitello-génèses s'étendant sur 1,44 mm.



FIG. 5. — Même espèce dans même canal bilaire que pour la fig. 4.

Dimensions de ce spécimen : longueur 5,5 mm., largeur 1,3 mm., ventouse orale 375 \times 345 μ , ventouse ventrale 720 \times 690 μ , pharynx 195 μ , testicule antérieur 330 μ , testicule postérieur 345 μ , ovaire 345 μ , œufs 27,5 \times 19-22 à 30 \times 16,5-22 μ ; vitello-génèses s'étendant sur 2,1 et 2,3 mm.



FIG. 6. — *Oswaldoda (Dicrocoelioides) skrjabini* (P. F. Soloviev 1911), vésicule biliaire de *Corvus corone* L., Richelieu (Indre-et-Loire). R-Ph. DOLLEUS leg., 1-8-1935.

Dimensions	Longueur	Largeur	Testicule antérieur	Testicule postérieur	Ovaire	Œufs
100	1,8	0,8	330	345	345	27,5
120	2,0	0,9	375	345	345	30
140	2,2	1,0	415	345	345	32,75
160	2,4	1,1	450	345	345	32,75
180	2,6	1,2	485	345	345	30
200	2,8	1,3	520	345	345	27,5
220	3,0	1,4	555	345	345	27,5



FIG. 7. — *Oswaldoda (Dicrocoelioides) skrjabini* (P. F. Soloviev 1911), vésicule biliaire de *Corvus corone* L., Richelieu (Indre-et-Loire). R-Ph. DOLLEUS leg., 1-8-1935.

Dimensions	Longueur	Largeur	Testicule antérieur	Testicule postérieur	Ovaire	Œufs
100	1,8	0,8	330	345	345	27,5
120	2,0	0,9	375	345	345	30
140	2,2	1,0	415	345	345	32,75
160	2,4	1,1	450	345	345	32,75
180	2,6	1,2	485	345	345	30
200	2,8	1,3	520	345	345	27,5
220	3,0	1,4	555	345	345	27,5

Oswaldoia typiques, la forme générale du corps est plus allongée, les testicules plus obliques et rarement en partie au même niveau. Il reste à considérer *Dicrocoeloides*, et je propose de placer *panduriforme* dans ce sous-genre, bien que, chez le subgénérotype, les testicules soient manifestement bien plus obliques.

Après avoir décrit *panduriforme*, Railliet (1900, p. 241) décrit sommairement deux Dicrocoeliens « un peu différents », provenant chacun d'une *Pica pica* (L.), du département de Seine-et-Marne. Le premier, trouvé dans la vésicule biliaire, long de 6 mm., large de 0,750, « rappelait par sa forme la variété courte de *D. longicauda* », mais avec des œufs de $42-44 \times 25-27 \mu$. Nous avons vu plus haut que cette « variété courte » est *Oswaldoia (Dicrocoeloides) skrjabini* (P. F. Soloviev 1911), mais, chez cette dernière espèce, les œufs mesurent, dit Soloviev (1911, p. 7), de $37,28 \times 23,3$ à $40,8 \times 24,48 \mu$. Le spécimen de Railliet, récolté à Hernières (Seine-et-Marne), le 19 janvier 1900, est actuellement en si mauvais état qu'il n'est pas identifiable. Cette forme reste donc énigmatique.

Le second, mesurant $3,8 \times 0,74$ mm., récolté en Seine-et-Marne, le 22 novembre 1899, a été décrit moins brièvement par Railliet, mais il n'est pas non plus identifiable d'après la préparation existante. Comme l'a dit Railliet, la ventouse ventrale a été « rendue invisible par un énorme amas d'œufs » ; les œufs ont même envahi toute la région antérieure du corps. Le caractère « trois grosses glandes génitales ayant leur point de contact à 1,2 mm. de l'extrémité antérieure : deux situées côté à côté et la troisième en avant », résulte vraisemblablement d'une variation individuelle, car cette disposition n'est pas habituellement réalisée chez les *Dicrocoeliinae*. Les dimensions des œufs, $40-41 \times 22-23 \mu$, n'ont rien de caractéristique. Comme la précédente, cette forme reste, au moins provisoirement, énigmatique.

« 5° *Dicrocoelium petiolatum* n. sp. », quelques exemplaires du foie et de la vésicule biliaire de deux *Garrulus glandarius* (L.), du département de Seine-et-Marne. Il existe deux préparations de cette provenance, l'une datée du 30 janvier 1900, l'autre du 19 février 1900. Cette dernière est la moins mal conservée et peut être considérée comme celle d'un syntype de *petiolatum*. J'ai déjà figuré (1954, p. 585, fig. 20) ce spécimen (longueur environ 6,6 fois la largeur après aplatissement), mais je crois utile de le figurer à nouveau (fig. 11) à l'occasion de la révision que je présente aujourd'hui des *Dicrocoeliinae* de la note de Railliet (1900). Malgré le peu d'obliquité des testicules, il s'agit soit du sous-genre *Dicrocoeloides*, soit

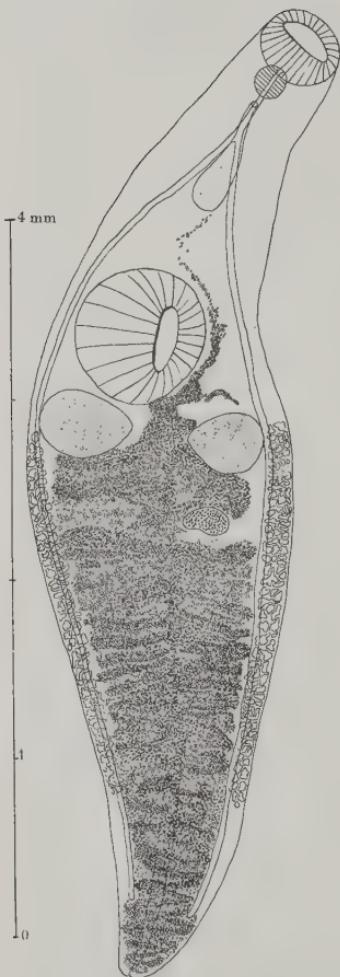


FIG. 12



FIG. 11

FIG. 11. — *Oswaldoia (Dicrocoelioides) petiolata* (A. Railliet 1900), vésicule biliaire de *Garrulus glandarius* (L.), département de Seine-et-Marne. A. RAILLIET leg., 19-2-1900.

FIG. 12. — *Oswaldoia (Dicrocoelioides) petiolata* (A. Railliet 1900), vésicule biliaire de *Pica pica* (L.), Richelieu (Indre-et-Loire). R.-Ph. DOLLFUS leg., 24-8-1943. Les œufs mesurent 38 × 27,5 à 41,5 × 30 μ .

d'*Oswaldoia*, car cette obliquité testiculaire est constante et toujours assez nette pour que l'on ne soit pas tenté d'attribuer l'espèce à un genre où les testicules sont symétriques. En 1954, j'ai estimé qu'il s'agissait d'un *Dicrocoelioides* parce que je n'admettais pas des formes aussi peu allongées dans *Oswaldoia*, mais *Dicrocoelioides* devenant maintenant un sous-genre d'*Oswaldoia*, je crois aujourd'hui préférable de placer *petiolata* dans *Oswaldoia* (*Dicrocoelioides*). Pour comparaison, je figure (fig. 12-13) deux spécimens récoltés à Richelieu (Indre-et-Loire).

« 6° *Dicrocoelium attenuatum* Duj. », un unique exemplaire « un peu altéré » de la vésicule biliaire d'un *Merula merula* (L.), du département de Seine-et-Marne. D'après cet individu, dont la préparation n'a pas été retrouvée, Railliet a donné une description où il ne dit rien ni du tube digestif, ni de la grosseur des follicules vitello-gènes. Dujardin (1845, p. 392), pour cette espèce effilée, sub-linéaire, précise qu'elle a deux branches intestinales, ce qui exclut *Lutz-trema*, qui n'en a qu'une, dans l'acception restreinte que j'ai proposée en 1954 (p. 590, 595, fig. m). D'après les quelques renseignements donnés par Railliet, nous pouvons admettre qu'il a eu sous les yeux la même espèce que Dujardin. Nous savons ainsi que, comme le dit Railliet, les vitellogènes d'*attenuatum* débutent en arrière de l'ovaire et s'étendent sur une faible longueur (à peine 500 μ , dit Railliet) ; cela exclut *Lyperosomum*, où les vitellogènes ne sont pas entièrement post-ovariens, et il ne reste à considérer que *Brachylecithum* (1). La grosseur des follicules vitellogènes n'est pas indiquée par Railliet et les figures originales inédites de Dujardin, conservées à la Faculté des Sciences de Rennes (2), ne montrent pas les vitellogènes ; aucune ambiguïté n'est cependant possible, car il s'agit d'une espèce très commune dans la vésicule biliaire de *Merula merula* (L.) ; je l'ai fréquemment récoltée à

(1) J. K. Strom (1940, p. 182) a choisi comme génotype l'espèce dont J. K. Strom et V. A. Sondak (1935, p. 351-353, 358-359, fig. 3) ont donné une bonne description et une bonne figure, et ont considérée comme étant *Distoma filum* Dujardin (1845, p. 418). Leurs spécimens provenaient de *Passer hispaniolensis* Temminck, de Transcaucasie. On peut se demander si le *filum* de Strom et Sondak est bien le *filum* Dujardin, car Dujardin dit avoir trouvé ses spécimens dans l'intestin et les a décrits comme ayant l'intestin se divisant immédiatement après le pharynx. Une figure inédite de Dujardin, que j'ai sous les yeux, montre bien l'absence d'œsophage et aussi le caractère « ventouses égales » (diamètre 0,22 mm.), ce qui ne s'accorde pas avec l'espèce étudiée par Strom et Sondak, qui a un assez long œsophage et la ventouse orale plus petite que la ventrale. Cette non concordance résulte, du reste, du tableau comparatif donné par Strom et Sondak (1935, p. 352) de leurs exemplaires et de ceux de Dujardin.

(2) Je dois la communication de ces figures inédites à mon collègue Raymond Poisson ; je lui en exprime ici ma reconnaissance.

Richelieu (Indre-et-Loire). Chez aucun exemplaire, je n'ai observé de saillie auriculiforme aux deux extrémités du diamètre transversal de la ventouse ventrale (fig. 14).

La meilleure figure que je connaisse d'*attenuatum* est due à I. M. Isaitschikoff (1919, pl. II, fig. 2), qui a bien redécris l'espèce d'après des spécimens des canaux biliaires de *Merula merula* (L.), du gouvernement de Koutais (Transcaucanie). Cette figure a été médiocrement reproduite dans la monographie de K. I. Skrjabin et V. G. Evranova (1952, p. 137, fig. 39). Une figure schématique d'ensemble a été donnée par B. Hörning et V. Rosenfeld (1956, p. 116, fig. 1) comme représentant *Brachylecithum attenuatum* (Duj.), mais je doute de l'exactitude de cette figure : les vitellogènes passent de chaque côté de l'ovaire et atteignent le testicule postérieur, ce qui est incompatible avec *Brachylecithum* comme avec *attenuatum*. La distribution géographique de ce Distome est très étendue, l'espèce ayant été identifiée de la vésicule biliaire de *Merula obscura* (Gmel.), au Japon (Préfectures de Siguoka et de Mié), par S. Yamaguti (1933, p. 58-59, fig. 24, complexe génital femelle). Dans sa description, Yamaguti compare le groupement des follicules testiculaires aux grains d'une grappe de raisin.

« 7° *Dicrocoelium lobatum* n. sp. », plusieurs individus, longs de 7,5 à 9,3 mm., du foie d'un *Accipiter nisus* (L.), du département de Seine-et-Marne. La description donnée par Railliet est assez détaillée et une préparation, datée du 29 décembre 1899, d'un des spécimens récoltés, est encore utilisable, bien qu'en médiocre état (fig. 15).

Ce spécimen a vraisemblablement subi une rétraction, car il est long seulement de 5,74 mm., avec une largeur de 0,45, résultant de l'aplatissement. La ventouse orale a un diamètre de 0,38, la ventrale mesure $0,42 \times 0,547$ (sans les auricules), le pharynx $0,092 \times 0,094$, la poche du cirre $0,26 \times 0,18$, les œufs (μ) $48-50 \times 28-29$ avec coque épaisse de $2,7 \mu$.

Par l'ensemble de ses caractères, ses gros follicules vitellogènes post-ovariens, c'est un *Brachylecithum* bien typique, dans l'acception plus restreinte que l'originale, que j'ai proposée (1954, p. 590). « Une forme tout à fait analogue », dit Railliet, a été trouvée chez un *Corvus cornix* L., à Alfort (Seine), en 1888 (A. Railliet, *leg.*) ; elle a été étiquetée *alfortense* par Railliet. Un des trois spécimens de cette provenance, assez bien conservé, a été figuré par moi (1954, p. 599, fig. 24) ; l'étiquette porte, de la main de Railliet : « *Dicrocoelium alfortense* Railliet. Canaux biliaires, *Corvus cornix*, Alfort,

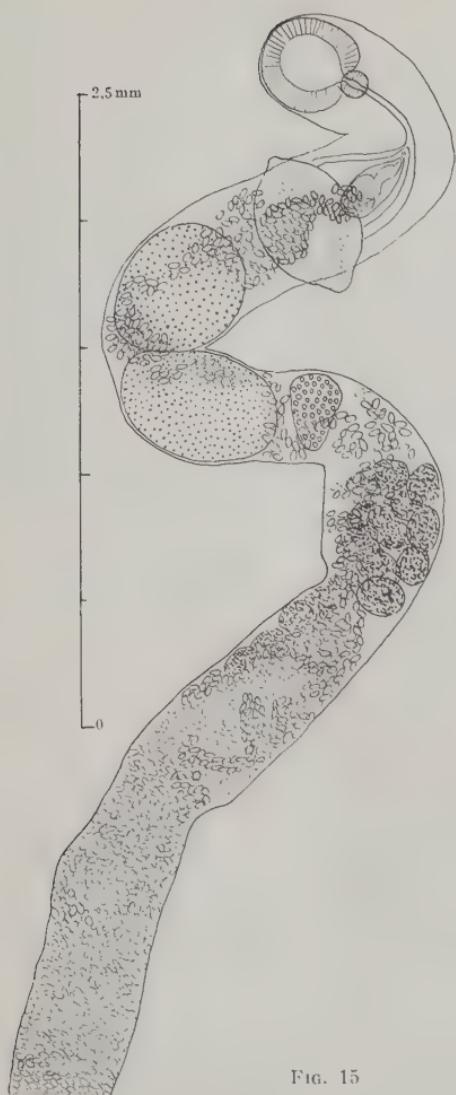


FIG. 15

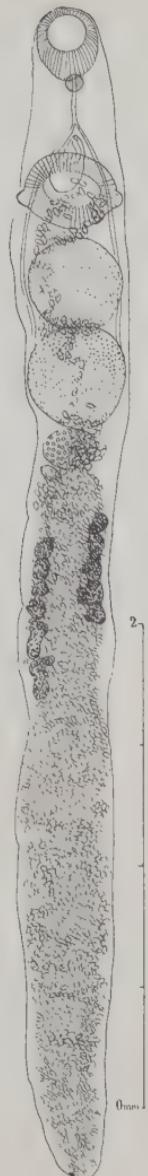


FIG. 16

FIG. 15. — *Brachylecithum lobatum* (A. Railliet 1900), foie d'*Accipiter nisus* (L.), département de Seine-et-Marne. A. RAILLIET leg., 29-12-1899.

FIG. 16. — *Brachylecithum alfortense* (A. Railliet mss), canaux biliaires de *Corvus cornix* L., Alfort (Seine). A. RAILLIET leg., 19-3-1888.

19 mars 1888 ». Je rappelle les caractéristiques de ce spécimen (fig. 16) : longueur 4,8 mm., largeur 0,480-0,495, ventouse orale 0,235-0,215, pharynx 0,70, œsophage 0,155, ventouse ventrale 0,333, poche du cirre $0,175 \times 0,115$, testicules 0,308, ovaire 0,150, longueur des vitellogènes 0,40-0,69 (1). Œufs (μ) $41,5 \times 25$ à $44,4 \times 27,7$, épaisseur de la coque 2,5-2,7 μ .

Railliet (1900, p. 242) a indiqué 5-7 mm. pour la longueur, 0,4-0,5 pour la largeur, une étendue de 700 à 800 μ pour les vitellogènes, $46-55 \times 27-30 \mu$ pour les œufs, et il s'est demandé s'il ne s'agissait pas de la même espèce que *lobatum*. L'habitus et les dimensions diffèrent cependant quelque peu et c'est *alfortense* qui, comme je l'ai dit antérieurement, a été décrit et figuré par Max. Braun (1902, p. 108-109, pl. VI, fig. 66), sous le nom de *Lyperosomum* sp., des canaux biliaires de *Corvus corone* L. J'ai rapporté (1954, p. 596-600, fig. 22-23) à *Brachylecithum alfortense* (A. Railliet in *schedulis*) des spécimens que j'ai récoltés au Maroc chez *Pica pica mauritanica* Malherbe, malgré la brièveté de leur œsophage, vraisemblablement causée par la rétraction lors de la fixation.

J'ai aussi identifié cette espèce à Richelieu (Indre-et-Loire), où elle est commune chez *Pica pica* (L.).

RÉSUMÉ

Dans la collection de l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort sont conservées des préparations de quelques-uns des spécimens de *Dicrocoeliinae* d'Oiseaux mentionnés par A. Railliet, en 1900, dans une note non accompagnée de figures. J'ai examiné ces préparations et je figure les spécimens les mieux conservés. Pour comparaison, je figure aussi quelques spécimens récoltés à Richelieu (Indre-et-Loire).

Mon genre *Dicrocoelioides* R.-Ph. D. 1954 devient un sous-genre d'*Oswaldoia* L. Travassos 1919. J'estime aujourd'hui que les différences sont trop faibles pour justifier une coupure générique.

(1) Et non pas 0,20-0,30, comme cela a été imprimé en 1954 (p. 599), par suite d'une erreur de copie qui n'a pas été corrigée.

OUVRAGES CITÉS (1)

BRAUN (Maximilian), 1902. — Fascioliden der Vögel. *Zoolog. Jahrbücher Abt. System.*, Bd XVI, Heft 1, 6-5-1902, p. 1-162, pl. I-VIII, fig. 1-99.

DENTON (J. Fred) et BYRD (Elon E.), 1951. — The helminth parasites of birds, III : Dicrocoeliid Trematodes from North American Birds. *Proceed. Un. St. Nat. Museum*, vol. CI, n° 3274, Washington, 1951, p. 157-202, fig. 34a-40d.

DOLLEFUS (Robert-Ph.), 1951. — Miscellanea helminthologica maroccana. I. Quelques Trématodes, Cestodes et Acanthocéphales. *Archives de l'Institut Pasteur du Maroc*, t. IV, cahier 3, 25-6-1951, p. 104-229, fig. 1-62.

— 1954. — Miscellanea helminthologica maroccana. XIII. Deux Dicrocoeliinae d'oiseaux Passéridiformes du Maroc. Discussion de quelques genres de Dicrocoeliinae d'homéothermes. *Archives de l'Institut Pasteur du Maroc*, t. IV, cahier 9, 15-9-1954, p. 583-602, fig. 19-24, A-O.

HÖRNING (Bernd) et ROSENFIELD (V.), 1956. — Zwei bekannte Saugwürmer (Trématoda : Dicrocoeliidæ) aus der Gallenblase der Amsel (*Turdus merula*). 1. *Brachylecithum attenuatum* (Dujardin, 1845). 2. *Oswaldoia turdia* Ku 1938. *Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift*, LXIX Jahrg., Heft 6 (1956), p. 116-117, fig. 1-5.

ISAITSCHIKOV (I. M.), 1919. — Trématodes nouveaux du genre *Hyperosomum* Looss. *Izvitzia Donskogo Veterinarnago Instituta*, Novotscherkassk, vol. I, fasc. 1, 1919, p. 1-16, pl. II, fig. 1-2 + tableau hors-texte.

MÜHLING (Paul), 1896. — Beiträge zur Kenntniss der Trematoden aus dem Zoologischen Institut der Universität Königsberg. *Archiv für Naturgeschichte*, Jahrg. 1896, Bd I, Heft 3, p. 243-279, pl. XVI-XIX, fig. 1-17.

— 1898. — Die Helminthenfauna der Wirbeltiere Ostpreussens: *Archiv für Naturgeschichte*, Jahrg. 1898, Bd I, Heft 1, p. 1-118, pl. I-IV, fig. 1-28.

RAILLIET (Alcide), 1900. — Trématodes hépatiques des oiseaux. *Comptes rendus des séances de la Société de Biologie*, 11^e série, t. LII, séance du 10-3-1900, p. 239-242.

SKRJABIN (Konstantin Ivanovitch) et EVRANOVA (V. G.), 1952. — Famille Dicrocoeliidæ Odhner 1911, in K. I. Skrjabin : Trématodes des vertébrés et de l'homme. *Éditions de l'Académie des Sciences de l'U.R.S.S.*, tome VII, 1952, p. 31-604, 761, fig. 7-220.

SOLOVIEV (P. F.), 1935. — Nouvelle espèce du genre *Dicrocoelium* Dujardin (1845) et incursion dans le domaine de la systématique et de la phylogénie des *Fasciolidæ* des Oiseaux. *Travaux du Laboratoire zoologique de l'Université impériale de Varsovie*, année 1911, p. 1-23, fig. 1-2.

STROM (J. K.), 1935. — Sur la faune des Trématodes du Tadjikistan. Tadjik Complex Expedition in 1932. X. Materials on the Parasitology and on the Fauna of the South of Tadjikistan. Moscou, 1935, p. 219-254, fig. 1-28.

(1) Pour une bibliographie à peu près complète des *Dicrocoeliidæ*, on se reportera aux monographies de L. Travassos (1944) et de K. I. Skrjabin et V. G. Evranova (1952).

STROM (J. K.) et SONDAK (V. A.), 1935. — Some new and little-known Trematode worms belonging to the families *Plagiorchidæ* and *Dicrocoeliinæ* (according to materials of the Talysh Expedition). Recueil de travaux dédié au professeur E. Pavlovsky pour son 25^e anniversaire scientifique : « Parasites, transmetteurs, animaux venimeux », Moscou, 1935, p. 348-359, fig. 1-9.

STROM (J. K.), 1940. — Notes on the classification of the *Dicrocoeliinæ* (Trematoda). *Magasin de Parasitologie de l'Institut Zoologique de l'Académie des Sciences de l'U.R.S.S.*, Moscou-Leningrad, t. VIII, 1940, p. 176-188, fig. 1-6.

— 1940. — On the fauna of Trematode worms from wild animals of Kirghisia. *Magasin de Parasitologie de l'Institut Zoologique de l'Académie des Sciences de l'U.R.S.S.*, Moscou-Leningrad, t. VIII, 1940, p. 189-224, fig. 1-37.

TIMON-DAVID (Jean), 1953. — Recherches sur les Trématodes de la Pie en Provence. *Annales de Parasitologie hum. et comp.*, t. XXVIII, n° 4, 3-11-1953, p. 217-288, fig. 1-27.

YAMAGUTI (Satyū), 1933. — Studies on the Helminth Fauna of Japan. Part I. Trematodes of Birds, Reptiles and Mammals. *Japanese Journal of Zoology, Transact. and Abstracts*, vol. V, n° 1, Tokyo, 15-8-1933, p. 1-134, fig. 1-57.

DEUX NEMATODES, PARASITES DE GRENOUILLES
 A MADAGASCAR : *FALCAUSTRA GOLVANI* n. sp.
 ET *HARENTINEMA AMBOCAECA* n. gen. n. sp.

Par Alain G. CHABAUD et E. R. BRYGOO

Des grenouilles du genre *Racophorus* sont élevées dans la région de Tananarive pour des usages culinaires. 18 spécimens de *R. goudotii* (Tschudi) ou de *R. madagascariensis* Peters (1) ont été autopsiés

N°	Estomac	Intestin ant.	Intestin post.
1	O	F n ♀ et ♂	F n ♀ et ♂
2	H 2 ♀ et 1 ♂	H 2 ♀ et 2 ♂	0
3	H n ♀ et ♂	H n ♀ et ♂	0
4	O	H 1 ♀	0
7	H 2 ♀ et 1 ♂	H + F n ♀ et ♂	F 1 ♀
8	H n ♀ et ♂	H 1 ♂	0
9	H 2 ♀ et 1 ♂	F n ♀, ♂ et juv.	0
10	H 1 ♂	H 1 ♀ juv.	0
11	H 1 ♀ et n juv.	F 3 ♀	0
12	H 1 ♀ F 1 ♂ et 1 ♀	F 1 ♀	0
13	H n ♀ et ♂	H 2 ♀ et 1 ♂	H 1 ♀
15	H 8 ♀ et juv.	H 2 ♀ et 7 ♂	H 2 ♀ et 1 ♂
18	O	H 1 ♀	0

(1) La détermination est très difficile et ne peut être faite que par un spécialiste du genre.

pour la recherche des Nématodes et ont procuré deux genres différents, *Harentinema* (H.) et *Falcaustra* (F.), répartis de la façon suivante :

I) *FALCAUSTRA GOLVANI* n. sp.

Description

Corps cylindrique, enflé dans la partie moyenne du corps chez les grosses femelles. Cuticule à striation transversale très fine, à peine visible ; pas d'ailes latérales.

Bouche triangulaire limitée par 3 petites lèvres transparentes, légèrement bilobées. Les amphides et les papilles forment 6 longs pédoncules qui ressemblent à des côtes soutenant les lèvres. Chacun des 4 pédoncules submédians se divise à l'apex en une papille médio-médiane, une papille latéro-médiane et un filet interne. Chacun des 2 pédoncules latéraux est double et comprend un tube postérieur et dorsal correspondant à l'amphide, et un pédoncule antérieur et ventral subdivisé à l'apex en une papille ventro-latérale et un filet interne (fig. 1 A, B, C, D).

Cavité buccale très petite, sans armature chitinoïde nette, terminée postérieurement par 3 dents œsophagiennes peu aiguës.

Région antérieure de l'œsophage différenciée en un œsophage aspirateur (pharynx de Dujardin), relativement long et un peu moins large que l'œsophage proprement dit. Extrémité postérieure de l'œsophage comprenant un bulbe subsphérique valvulé et un prébulbe cylindrique. Le prébulbe n'est pas nettement plus large que l'œsophage lorsque le ver est bien fixé, mais il peut devenir légèrement globuleux lorsque la région antérieure est rétractée.

Anneau nerveux en avant du quart antérieur de l'œsophage. Pore excréteur très grand, en avant du prébulbe (fig. 1 E).

Femelle : Corps long de 12,5 à 18 mm. La femelle type, longue de 15,5 mm., a pour principales dimensions : largeur maxima, 500 μ . Aires latérales larges de 145 μ . Anneau nerveux, diérides et pore excréteur, respectivement à 500 μ , 1.200 μ et 1.650 μ de l'apex. Œsophage total long de 2,2 mm., comprenant un pharynx de 155 μ , un œsophage proprement dit de 1,7 mm., un prébulbe de 200 μ et un bulbe de 180 μ .

Vulve très légèrement saillante, ouverte à 10,5 mm. de l'extrémité antérieure. La partie impaire de l'ovéjecteur forme un tube cylindrique long de 1,2 mm., courbé vers l'avant, qui semble cou-

vert de cuticule sur toute sa longueur (fig. 1 F). Il se jette dans 2 trompes courtes (600μ), dont l'une se dirige vers l'avant et l'autre vers l'arrière. La longueur et le trajet complexe des utérus, des oviductes et des ovaires sont schématisés sur la figure 2. Les œufs ont une coque mince et ne sont pas embryonnés. Ils mesurent environ 65μ de long et 43μ de large. La queue, longue de 530μ , est courbée ventralement. Elle se termine par un très petit mucron. Les

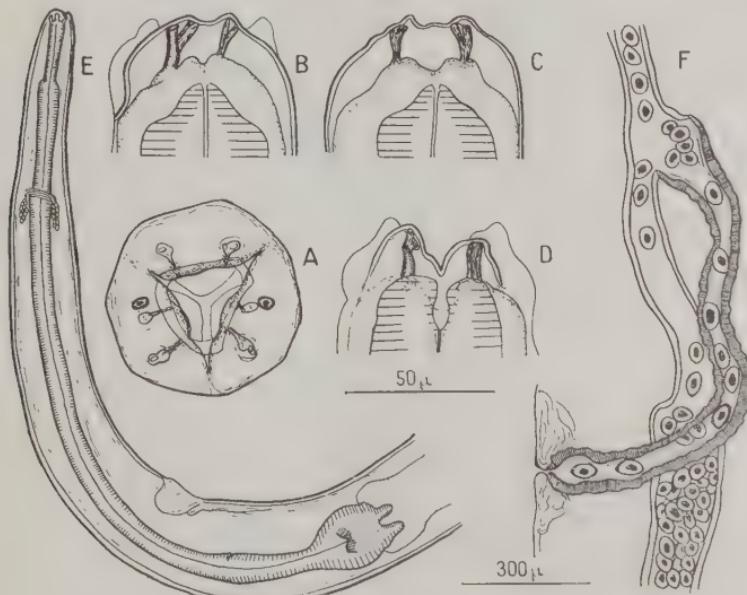


FIG. 1. — *Falcaustra golvani*. A : Mâle. Tête, vue apicale (échelle 50μ) ; — B : Mâle. Tête, lèvre ventro-latérale droite (échelle 50μ) ; — C : Mâle. Tête, lèvre dorsale (échelle 50μ) ; — D : Mâle. Tête, vue dorso-latérale gauche (échelle 50μ) ; — E : Mâle. Extrémité antérieure, vue latérale (échelle 300μ) ; — F : Femelle. Ovégiteur, vue latérale (échelle 300μ).

phasmides ont l'aspect d'une très petite épine. Elles sont situées à 275μ de la pointe caudale.

Mâle : Corps long de 8,5 à 11,5 mm. Les principales mensurations du mâle type, long de 9,2 mm., sont les suivantes : largeur maxima, 230μ ; aires latérales larges de 125μ ; œsophage total long de 2 mm. ; avec pharynx, œsophage proprement dit, prébulbe et bulbe, longs respectivement de 150μ , 1.600μ , 170μ et 170μ . Anneau nerveux, diérides et pore exéréteur respectivement à 400μ , 950μ et 1.200μ de l'apex.

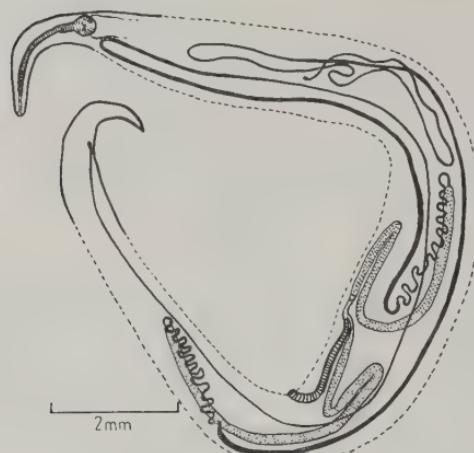


FIG. 2. — *Falcaustra golvani*.
Schéma de la dissection de l'appareil génital femelle

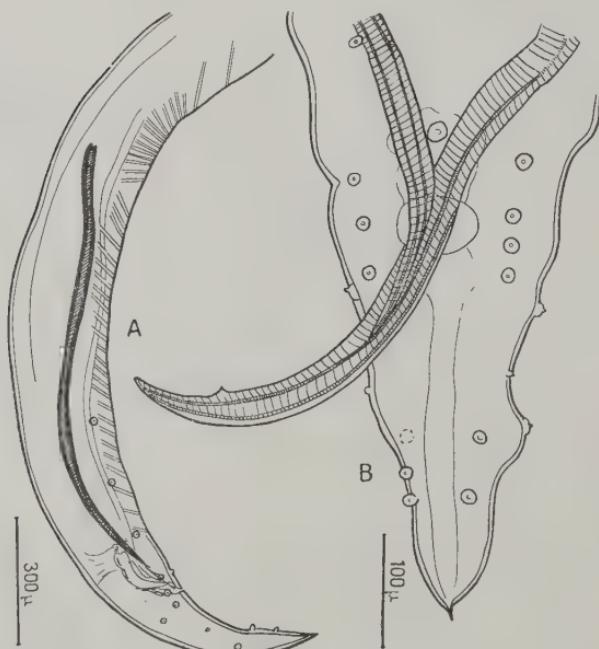


FIG. 3. — *Falcaustra golvani*. Mâle.
A : Extrémité postérieure, vue latérale ; — B : Région caudale, vue ventrale

Extrémité postérieure courbée ventralement, sans ailes caudales. La pseudo-ventouse précloacale est indiquée par la direction des faisceaux musculaires, mais ne forme pas de véritable dépression sur la cuticule. La musculature précloacale est composée, d'une part, d'environ 17 paires disposées en éventail et qui convergent en un point situé à 1.300 μ de la pointe caudale, et d'autre part d'une série d'environ 25 paires obliques entre la pseudo-ventouse et le cloaque (fig. 3 A). Papilles cloacales figurées en 3 A, B, comprenant 1 papille impaire en avant du cloaque et 10-11 paires réparties en 3 paires près de la pointe caudale (2 ventrales, 1 dorsale), 4-5 paires précloacales (3-4 paires ventrales, 1 paire plus postérieure et plus dorsale) et un groupe précloacal de 3 paires ventrales.

Les phasmides sont situées à mi-distance entre la paire dorsale du groupe caudal et la paire dorsale du groupe péricloacal.

Queue longue de 360 μ . Gubernaculum très peu chitinoïde et difficile à voir, long d'environ 160 μ . Spicules ailés, à pointe aiguë, longs de 1,2 à 1,3 mm. sur le spécimen type, mais parfois nettement plus courts (890 μ).

Discussion

En collaboration avec Golvan (1957), nous avons donné récemment une liste et un tableau dichotomique des différentes espèces de *Falcaustra*. Les espèces éthiopiennes sont peu nombreuses et très différentes de notre matériel : *F. congolensis* (Taylor 1925) a un pharynx court et n'a pas de pseudo-ventouse. *F. sp.* (Baylis 1940) a 4 pseudo-ventouses.

Parmi les espèces asiatiques qui ont une seule pseudo-ventouse plus ou moins bien marquée, et pas de renforcements chitinoïdes très nets dans la capsule buccale, nous pouvons différencier notre espèce de *japonensis* (Yamaguti 1935), car la queue de notre femelle est beaucoup plus courte, de *pectinospiculata* (Koo 1939) et de la var. *eumecis* (Koo 1940), car les spicules sont plus courts, de *rangoonica* (Chatterji 1936), car les spicules ont plus de 500 μ .

Les deux espèces dont les dimensions sont les plus comparables sont donc *F. barbi* Baylis et Daubney 1922, parasite de Poissons (mais notre espèce n'a pas de cou bien marqué en arrière de la tête et les spicules sont de forme différente), et *F. onama* (Karve 1927) (mais le pharynx des spécimens malgaches est plus long et la disposition des papilles cloacales est très différente).

Nous pensons donc que l'espèce est nouvelle, et nous proposons le nom de *Falcaustra golvanii* n. sp., pour la dédier à notre collègue et ami Yves Golvan.

II) *HARENTINEMA AMBOCAECA* n. gen., n. sp.

Description

Corps cylindrique, très allongé, recouvert d'une cuticule à stries transversales, fines et rapprochées (interstrie de 4 μ chez la femelle, de 2,5 μ chez le mâle). Ailes latérales naissant brusquement en avant du pore excréteur, larges en avant et devenant de plus en plus étroites postérieurement. Elles restent visibles tout le long du corps chez les petits spécimens, ou se perdent au contraire vers la partie

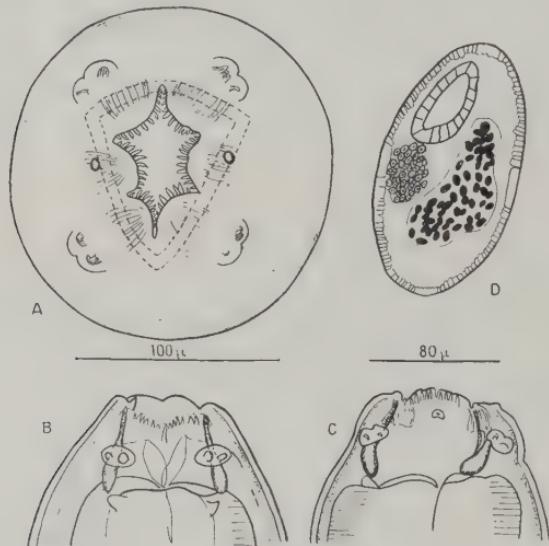


FIG. 4. — *Harentinema ambocaeca*. A : Tête de la femelle, vue apicale (échelle 100 μ) ; — B : Tête du mâle, vue latérale (échelle 80 μ) ; — C : Tête du mâle, vue dorsale (échelle 80 μ) ; — D : Coupe du corps de la femelle.

moyenne du corps chez les grandes femelles. A un faible grossissement, elles paraissent contenir des épines, mais ce sont en réalité de simples plis, plus ou moins régulièrement espacés.

Musculature néromyaire (cellules relativement nombreuses, mais strictement platynymaires) (fig. 4 D).

Extrémité céphalique arrondie, portant 8 grosses papilles sub-médianes, groupées deux par deux, et deux amphides dont l'orifice est entouré d'un très petit anneau réfringent. *Papilles ventro-latérales et papilles du cycle interne absentes* (fig. 4 A, B, C).

La bouche est comprise entre six petites lèvres arrondies, portant chacune environ 11 dents aiguës. Capsule buccale relativement grande et fortement chitinoïde, en forme de prisme triangulaire, avec une paroi dorsale plus petite que les deux parois latéro-ven-

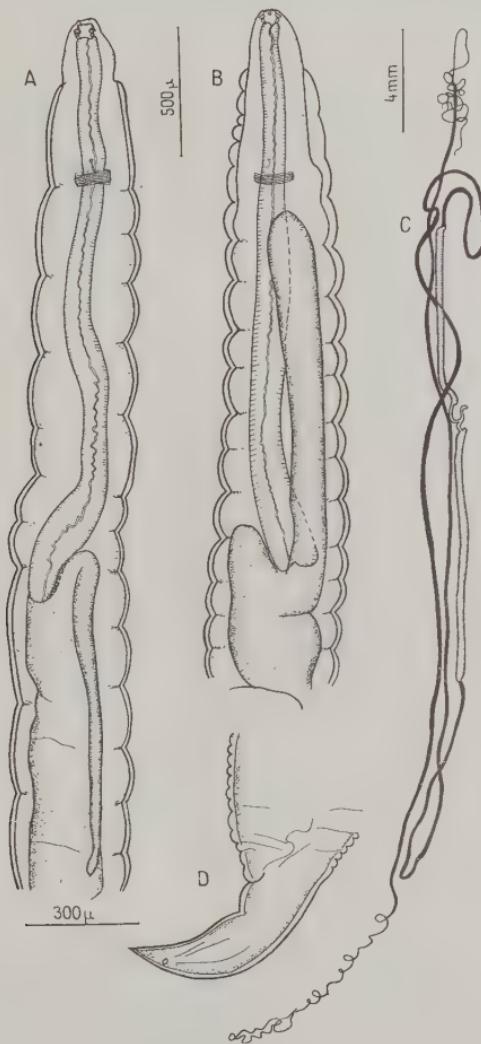


FIG. 5. — *Harentinema ambocaeca*. A : Mâle à cæcum postérieur. Extrémité antérieure, vue ventrale (échelle 500 μ) ; — B : Mâle à cæcum antérieur. Extrémité antérieure, vue dorsale (échelle 500 μ) ; — C : Schéma de la dissection de l'appareil génital femelle (échelle 4 mm.) ; — D : Queue de la femelle, vue latérale (échelle 300 μ).

trales. Ses dimensions sont les suivantes : hauteur, 55μ ; paroi dorsale, 60μ ; parois latéro-ventrales, 70μ ; cette capsule buccale n'est pas entourée de tissu œsophagien.

Anneau nerveux situé environ au quart antérieure de l'œsophage. Pore excréteur en avant de l'anneau nerveux. Canal excréteur long et chitinoïde, dirigé postérieurement.

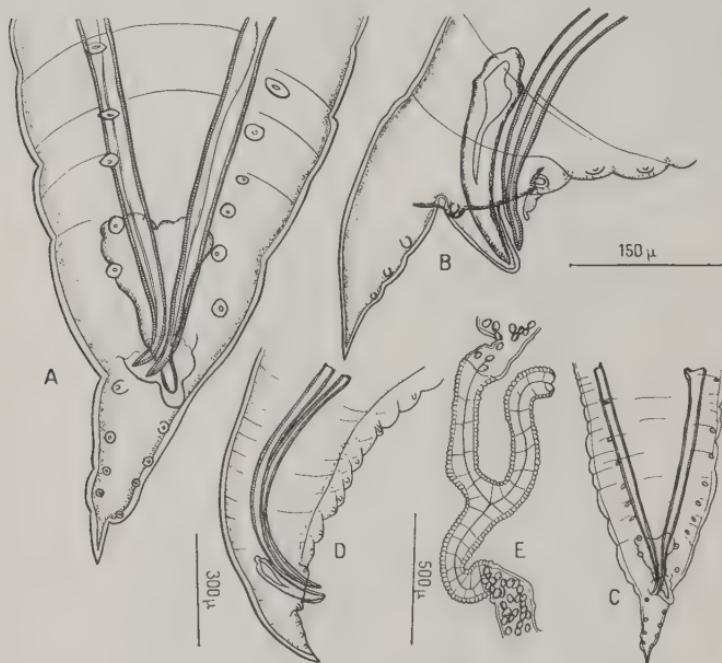


FIG. 6. — *Harentinema ambocaeca*. A : Queue du mâle, vue ventrale (échelle 150μ) ; — B : Queue du mâle, vue latérale (échelle 150μ) ; — C : Extrémité postérieure du mâle, vue ventrale (échelle 300μ) ; — D : Extrémité postérieure du mâle, vue latérale (échelle 300μ) ; — E : Ovovector de la femelle (échelle 500μ).

Œsophage augmentant très progressivement de diamètre d'avant en arrière, et se terminant sans aucun bulbe, ni valvule.

Intestin large à la naissance, émettant un grand cæcum creux, dirigé tantôt en avant, le long de l'œsophage, et atteignant presque l'anneau nerveux (fig. 5 B), tantôt en arrière, le long de l'intestin (fig. 5 A). La première disposition semble un peu plus fréquente que la seconde.

Femelle : Vulve très petite et non saillante, située un peu en avant de la région équatoriale chez les femelles mûres, ou un peu en arrière chez les femelles juvéniles. Ovégéteur (fig. 6 E) fortement musculaire, comprenant une partie impaire longue de 700 μ , dirigée en arrière, et une partie paire comprenant une branche antérieure et une branche postérieure, chacune étant longue d'environ 550 μ .

Anatomie génitale schématisée sur la figure 5 C. L'ovaire postérieur s'abouche finalement dans l'utérus antérieur, et l'ovaire antérieur dans l'utérus postérieur. Œufs régulièrement ovoïdes, à surface finement chagrinée, mais ayant cependant une coque mince. Les œufs ne sont ni embryonnés, ni même apparemment segmentés. Il n'y a pas de zone libre entre la coque et le contenu ovulaire.

Les principales dimensions sont indiquées dans le tableau suivant :

Principales mensurations de *Harentinema ambocaeca*

	MALE	FEMELLE	MALE JUVÉNILE	FEMELLE JUVÉNILE	FEMELLE IMMATURE
Longueur...	27 mm.	52 mm.	9 mm.	18,5 mm.	9,6 mm.
Largeur.....	550 μ	600 μ	290 μ	250 μ	220 μ
Gœsophage...	2.200 μ	3.200 μ	1.350 μ	1.630 μ	1.350 μ
Cæcum.....	1.300 μ post.	2.100 μ ant.	820 μ ant.	1.000 μ ant.	850 μ ant.
Anneau nerveux.....	580	675	305	420	400
Pore excréteur.....	500	525	275	310	300
Naissance ailes latérales...	240	290	175	160	150
Spicules.....	680		320		
Gubernaculum.....	220		170		
Queue.....	230	420	180	290	195
Vulve - ext. ant.....		24,5 mm.		9,6	5,5
Œufs.....		70 \times 40			
Phasmides - ext. post.....	50	95	40	70	55
Interstries..	2,5 μ	4 μ	2 μ		

Chez les femelles mûres, le corps se rétrécit brusquement après l'anus. La queue (fig. 5 D), courbée ventralement, se termine par une pointe aiguë et porte des phasmides subterminales.

Male : L'extrémité postérieure du mâle est figurée en 6 A, B, C, D. L'élément le plus remarquable est un très gros gubernaculum, faisant saillie en avant du plan du corps et soulevant ainsi une très forte lèvre postcloacale. Les deux spicules sont égaux et fortement ailés. Les phasmides sont peu visibles. Il existe 4 paires de papilles postcloacales et environ 12 paires précloacales. Les plus antérieures s'espacent de plus en plus, s'allongent dans le sens transversal et deviennent très plates et peu visibles.

Discussion

Cette espèce apparaît d'emblée comme tout à fait atypique. Au premier examen, il semble qu'elle appartienne aux *Anisakinæ* : corps robuste, de grande taille, queue du mâle comparable à celle des Anisakides, avec nombreuses papilles précloacales s'estompan progressivement, et, surtout, œsophage simple, sans bulbe, suivi d'un intestin pourvu d'un grand cæcum, exactement comme dans le genre *Amplicæcum*.

Done, si l'on se basait sur une classification ancienne, telle que celle de Yorke et Maplestone (1926), on serait conduit sans hésitation à classer l'espèce comme un Ascaride. Au contraire, en se basant sur la classification moderne de Chitwood et Chitwood (1950), tous les éléments différentiels importants conduisent à classer l'espèce parmi les *Oxyuroidea* : papilles céphaliques ventro-latérales absentes, capsule buccale bien marquée, non entourée de tissu œsophagien, musculature méromyaire.

Il existe cependant deux genres qui ont quelques éléments comparables à ceux de notre espèce : le genre *Cruzia* Travassos 1917 (cf. Travassos, 1922), dont on connaît une dizaine d'espèces parasites d'animaux très variés (Marsupiaux, Edentés, Chéloniens, Sauriens, Amphibiens), en Amérique, et le genre *Pseudocruzia* Wolfgang 1953, proche du précédent, qui ne possède qu'une espèce, parasite de Suidés en Asie.

Notre espèce s'éloigne des genres précédents par des caractères très importants : absence de prébulbe et de bulbe œsophagiens, capsule non entourée par l'œsophage, musculature précloacale du mâle non spécialisée. Elle s'en rapproche cependant par quelques

éléments, en particulier le cæcum intestinal, la forme prismatique triangulaire de la capsule buccale, la structure génitale du mâle, la position à peu près équatoriale de la vulve et la musculature méro-myaire atypique de la paroi.

La situation est donc tout à fait paradoxale :

D'après Yorke et Maplestone, notre espèce est un Ascaride, mais les auteurs rangent le genre *Cruzia* parmi les *Oxyuroidea*.

D'après Chitwood et Chitwood, notre espèce est un Oxyure, mais pour eux le genre *Cruzia* est placé parmi les *Ascaridoidea* (1).

Nous avons récemment proposé une nouvelle classification des *Ascaridina*, basée essentiellement sur la biologie (1957). Dans ce système, la super-famille des *Cosmocercoidea* (n'ayant pas de développement du 1^{er} stade à l'intérieur de l'œuf, et ayant une vie larvaire libre, ou chez un hôte intermédiaire à séclusion faible) groupe en principe les formes les plus primitives, qui ne sont pas encore nettement orientées vers le type Ascaride ou le type Oxyure. Il semble donc qu'il soit indiqué de placer notre espèce dans cette super-famille, à proximité des *Kathlaniinæ* et peut-être des *Cruzia*. Cependant, plusieurs caractères importants cadrent mal avec les *Cosmocercoidea*. L'absence de papilles ventro-latérales, la capsule buccale non entourée de tissu œsophagien indiquent une spécialisation vers le type *Oxyuroidea*, alors que d'autres éléments, tels que le cæcum intestinal ou même la grande taille du parasite, indiquent une spécialisation vers le type *Ascaridoidea*.

Donc, bien que nous tendions à placer l'espèce parmi les *Cosmocercoidea*, nous croyons qu'il y a avantage, pour cette forme, ainsi que pour d'autres telles que *Cruzia*, à attendre les données biologiques pour donner une classification définitive.

Nous proposons de la classer parmi les *Ascaridina incertæ sedis* dans le nouveau genre *Harentinema*, que nous dédions à notre maître Hervé Harent, professeur de Parasitologie à Montpellier.

La définition du genre *Harentinema* pourrait être :

Ascaridina de grande taille. Bouche hexagonale, denticulée. Huit papilles céphaliques submédianes, groupées deux à deux. Papilles ventro-latérales et papilles du cycle interne absentes. Capsule buccale prismatique triangulaire, assez grande et bien chitinisée, non entourée de tissu œsophagien. Œsophage cylindrique, simple, sans bulbe terminal. Intestin pourvu d'un grand cæcum creux. Musculature platymyaire. Ailes laté-

(1) Avec l'Opredelitel (Skrjabin et coll., 1951), il semble que l'espèce devrait être classée dans les *Cosmocercoidea*, mais les *Cruzia* sont rangés avec les *Atractoidea* et les *Kathlania* avec les *Subuluroidea*.

rales présentes. Vulve à peu près équatoriale. Œufs non embryonnés, à coque mince. Mâle sans ailes caudales ni musculature précloacale spécialisée. Deux spicules égaux et ailés. Gubernaculum bien développé.

RÉSUMÉ

Les grenouilles du genre *Racophorus*, de la région de Tananarive, hébergent fréquemment deux Nématodes : *Harentinema ambo-cæca* n. gen., n. sp., plutôt dans la partie antérieure du tube digestif, et *Falcaustra golvani* n. sp., plutôt dans la partie postérieure de l'intestin. Les deux espèces sont décrites et figurées.

F. golvani est caractérisé surtout par des lèvres faibles, sans renforcements chitinoïdes, un pharynx allongé, un prébulbe cylindrique, une seule pseudo-ventouse précloacale peu profonde, un gubernaculum peu chitinisé et des spicules longs d'environ 1 mm.

H. ambo-cæca est une espèce paradoxale, remarquable par son hétérogénéité. Beaucoup de caractères (musculature, lèvres buccales...) paraissent primitifs, et l'apparentent aux *Cosmocercoidea*. Cependant, certains éléments (capsule buccale, papilles céphaliques) évoqueraient plutôt les *Oxyuroidea*, alors que d'autres éléments (aspect général, cæcum intestinal) se rapprocheraient mieux des *Ascaridoidea*. Nous préférons conserver le genre parmi les *Ascaridina incertæ sedis* jusqu'à ce que la biologie soit connue.

BIBLIOGRAPHIE

BAYLIS (H. A.), 1940. — On a further Collection of Parasitic worms from the Belgian Congo. *Ann. Mag. Nat. Hist.*, V, sér. 11, 401-417.

— et DAUBNEY (R.), 1922. — Report on the parasitic Nematodes in the collection of the zoological Survey of India. *Mem. Ind. Mus.*, VII, 263-347.

CHABAUD (A.-G.), 1957. — Sur la systématique des Nématodes du sous-ordre des *Ascaridina* parasites de vertébrés. *Bull. Soc. Zool. France* (sous presse).

— et GOLVAN (Y.-J.), 1957. — *Megalobatrachonema campanæ* n. sp. (*Nematoda Kathlaniæ*), parasite de Tritons de la région parisienne. *Ann. Parasit.*, XXXII, 243-263.

CHATTERJI (R. C.), 1936. — The Helminths parasitic in the fresh-water Turtle of Rangoon. *Rec. Ind. Mus.*, XXXVIII, part. 1, 81-94.

CHITWOOD (B. G.) et CHITWOOD (M. B.), 1950. — *An introduction to Nematology*, Section I. Anatomy, VIII + 213 pp., Baltimore.

KARVE (J. N.), 1927. — A new nematode from a Burmese tortoise (*Testudo emys*). *Ann. Trop. Med. et Parasit.*, XXI, 343-350.

KOO (Y.), 1939. — Nematodes parasites of *Bufo melanostictus* the common toad from Canton. *Lingnan. Sc. Journ. Canton.*, XVIII, 143-154.

— 1940. — Parasitic nematodes from lizards of Canton. *Lingnan. Sc. Journ. Canton.*, XIX, 79-81.

SKRJABIN (K. I.), SCHIKHOBALOVA (N. P.) et MOZGOVOY (A. A.), 1951. — *Opredelitel'paraziticheskikh Nematod*, vol. II, *Oxyuroti i Ascaridati*, Moscou, 1951, 631 pp. (en russe).

TAYLOR (E. L.), 1925. — Notes on some Nematodes in the Museum of the Philippin Bureau of Science, I : *Oxyuroidea. Philip. Journ. Sc.*, LI, 607-615.

TRAVASSOS (L.), 1922. — Contributions to the knowledge of the brazilian helminthological fauna, XVI, *Cruzia tentaculata* (Rud. 1819). *Mem. Inst. Osw. Cruz*, XVI, 66-94 + pl. 47-50.

WOLFGANG (R. W.), 1953. — *Pseudocruzia* (*Oxyuroidea : Kathlaniidæ*) a new genus of nematode from domestic swine in India. *Canad. Journ. Zool.*, XXXI, 16-19.

YAMAGUTI (S.), 1935. — Studies on the Helminth Fauna of Japan, Part. II, Reptilian Nematodes. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 393-402.

YORKE (W.) et MAPLESTONE (P.-A.), 1926. — *The Nematode parasite of vertebrates*, Londres, 536 pp.

Institut de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Paris
et Institut Pasteur de Tananarive

RÉVISION SYSTÉMATIQUE ET BIOGÉOGRAPHIQUE DES TABANIDAE (DIPT.) DE FRANCE, II

Par **Marcel LECLERCQ**

A. — Relevé des connaissances sur la distribution des espèces en France

On trouvera ci-après le relevé des captures déjà renseignées dans la littérature, ainsi que les données nouvelles provenant de chasses personnelles et de l'étude des matériaux de diverses collections. Je tiens à remercier les conservateurs ou propriétaires de ces collections pour leur aimable collaboration.

N° DANS LE TEXTE	COLLECTIONS	COMMUNIQUÉES PAR
1.	Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris.	E. SÉGUY.
2.	Musée Zoologique de Strasbourg.	F. GOBIN.
3.	Musée d'Histoire Naturelle de Montpellier.	H. HARANT.
4.	Collection du Dr J. VILLENEUVE, conservée à l'Institut Royal des Sciences Naturelles de Belgique, Bruxelles.	A. COLLART.
5.	Laboratoire de Zoologie de l'Université Catholique de l'Ouest, Angers.	F. RULLIER.
6.	Collection personnelle, Vieillevigne (L.-M.).	H. DONNOT.
7.	Laboratoire de Zoologie de l'Université de Nancy.	P. RÉMY.
8.	Laboratoire de Zoologie de l'Université de Lille.	M. GOULLIART.
9.	Laboratoire de la Tour du Valat, Le Sambuc.	L. BIGOT.
10.	Collection personnelle, Féchain (N.).	E. CAVRO.

Ce relevé pourrait difficilement être complet, car certaines données de la bibliographie et certaines collections de *Tabanidae* nous ont probablement échappé, mais les documents réunis sont

cependant suffisamment abondants pour se faire une idée assez exacte de la répartition actuelle des *Tabanidae* en France.

Liste des récoltes

1. *Pangonius haustellatus* FABRICIUS. — *Var* : Sainte-Baume (SÉGUY, 1926). *Bouches-du-Rhône* : Marseille (*idem*). *Landes* : St-Sever (*idem*). *Rhône* : Lyon (*idem*).

2. *Pangonius micans* MEIGEN. — *Alpes-Maritimes* : Menton (SÉGUY, 1926). *Var* : Hyères (*idem*), Cavalière (1 et 4), Fréjus (1), Le Lavandou (VILLENEUVE, 1905). *Vaucluse* : Apt (SÉGUY, 1926). *Gard* : Mont-Aigoual (LECLERCQ, 1955a). *Hérault* : Palavas (4, SÉGUY, 1926, HARANT et LECLERCQ, 1955), Montblanc, domaine de Montmarin (HARANT et LECLERCQ, 1955), Béziers (SÉGUY, 1926). *Aude* : (*idem*). *Pyrénées-Orientales* : Canet et Saint-Cyprien (LECLERCQ, 1956a). *Landes* : (VILLENEUVE, 1904). *Basses-Alpes* : Digne (SÉGUY, 1926). *Lozère* : Le Rozier (1). *Drôme* : Nyons (SÉGUY, 1926). *Ardèche* : (*idem*). *Rhône* : Lyon (*idem*). *Seine-et-Marne* : Nemours (LECLERCQ, 1955a). *Charente* : (SÉGUY, 1926). *Charente-Maritime* : St-Georges-de-Didonne (*idem*).

3. *Pangonius proboscideus* FABRICIUS. — *Var* : Hyères (SÉGUY, 1926). *Bouches-du-Rhône* : Marseille (SURCOUF, 1924).

4. *Silvius vituli* FABRICIUS. — *Var* : Hyères (SÉGUY, 1926). *Landes* : St-Sever (*idem*). *Hautes-Pyrénées* : Magnoac, Adour, Arrens, Sarrouilles (*idem*). *Haute-Savoie* : Thônes, Menthon-près-d'Annecy (*idem*). *Isère* : Chartreuse (*idem*). *Dauphiné* : Gorge-du-Bret (VILLENEUVE, 1904 et 1905b). *Auvergne* : Limagne (1). *Ain* : Gex (LECLERCQ, 1955b). *Rhône* : Lyon (SÉGUY, 1926). *Moselle* : (*idem*).

5. *Nemorius vitripennis* MEIGEN. — *Corse* : côte orientale, Pont-de-Travo (SÉGUY, 1926). *Aude* : (*idem*). *Pyrénées-Orientales* : Céret, Ria, Prades (LECLERCQ, 1956a). *Ria* (VILLENEUVE, 1905a). *Basses-Alpes* : Créoux (SÉGUY, 1926). *Rhône* : Lyon (*idem*).

6. *Chrysops caecutiens* LINNÉ. — *Var* : Le Beauaset (1), Mont-Aigoual (LECLERCQ, 1955a). *Hérault* : St-Guilhem (HARANT et LECLERCQ, 1955). *Pyrénées-Orientales* : Prades (LECLERCQ, 1955a et 1956a). *Ariège* : Massat (MIROUSE, 1955). *Savoie* : Menthon-près-d'Annecy (1). *Isère* : Grenoble (4). *Cantal* : Lioran (1). *Dordogne* : Les Eyzies, vallée de la Beune, Fleurac, Castels (LECLERCQ, 1956a). *Ardennes* : Vendresse (1). *Moselle* : Burtheucourt (7). *Bas-Rhin* : Hoerdt, forêt de Strasbourg (2). *Haut-Rhin* : Wasserburg (2). *Vosges* : Donon (7). *Haute-Saône* : Montessaux (7), Gray (1). *Haute-*

Marne : Langres (LECLERCQ, 1955b). *Seine* : Nogent-sur-Marne (4). *Seine-et-Oise* : Bois-N.-Dame, Rambouillet, forêt de Carnelle, Lardy, Hermès (1). *Seine-et-Marne* : Nemours (1). *Allier* : Brout-Vernet (1), Vichy (4). *Creuse* : La Celle-Dunoise (1). *Haute-Vienne* : Limoges (4). *Aisne* : St-Gobert (1). *Maine-et-Loire* : St-Rémy-la-Varenne, Marans (1). *Côtes-du-Nord* : Lamballe (1). *Loire-Atlantique* : Vieillevigne (6). Très commune en Normandie (PORTEVIN, 1905). *Nord* : forêt de Mormal (8). *Somme* : Cartigny (10).

7. *Chrysops caecutiens meridionalis* STROBL. — *Var* : Pierre-Feu (8). *Bouches-du-Rhône* : La Tour-du-Valat (9). *Gard* : Saint-Geniès (1). *Pyrénées-Orientales* : Vernet-les-Bains (1), Crêtes et Pacages (LECLERCQ, 1955a), Céret, Ria (LECLERCQ, 1956a). *Hautes-Pyrénées* : Argelès (SURCOUF, 1924). *Dordogne* : Castels (LECLERCQ, 1956a). *Côte-d'Or* : Savigny (LECLERCQ, 1955a). *Vosges* : Contrexéville (LECLERCQ, 1956a). *Seine-et-Oise* : forêt de Carnelle (1). *Allier* : St-Rémy (1).

8. *Chrysops flavipes* MEIGEN. — *Var* : Grimaud (SÉGUY, 1926). *Gard* : Sauveterre (LECLERCQ, 1955a). *Landes* : St-Sever (SÉGUY, 1926). *Meurthe-et-Moselle* : (*idem*).

9. *Chrysops italicus* MEIGEN. — *Var* : Hyères (SÉGUY, 1926). *Aude* : (*idem*). *Pyrénées-Orientales* : Collioure (*idem*). *Landes* : St-Sever (*idem*). *Allier* : (*idem*). *Meurthe-et-Moselle* : (*idem*).

10. *Chrysops parallelogrammus* ZELLER. — *Rhône* : Montessuy-près-Caluire (ROMAN, 1949). *Allier* : Vichy (COLLART, 1950). *Indre-et-Loire* : Tours (4). *Maine-et-Loire* : St-Rémy-la-Varenne (SÉGUY, 1926, SURCOUF, 1924), Anjou (ROMAN, 1949).

11. *Chrysops pictus pictus* MEIGEN. — *Bouches-du-Rhône* : Camargue, Salin-de-Bardon, Etang de Vaccarès, Pont-des-Ecluses, Digue-à-la-Mer (LECLERCQ, 1955a). *Pyrénées-Orientales* : Col de Jau (LECLERCQ, 1955a), Saint-Cyprien (LECLERCQ, 1956a). *Ariège* : Massat (MIROUSE, 1955). *Haute-Savoie* : Annecy (SÉGUY, 1926). *Isère* : St-Martin-d'Uriage (4). *Dordogne* : Cap-Blanc, vallée de la Beune, St-Martial-de-Nabirat (LECLERCQ, 1956a). *Ardennes* : Vendresse (1). *Meurthe-et-Moselle* : Manoncourt-en-Woëvre (SÉGUY, 1926). *Bas-Rhin* : Oberbronn, Sélestat (2). *Seine-et-Oise* : Forêt de Carnelle, Lardy (SÉGUY, 1926), Poigny (4). *Seine-et-Marne* : Nemours, Fontainebleau (SÉGUY, 1926). *Nièvre* : Poiseux (LECLERCQ, 1955a). *Oise* : Hermès (SÉGUY, 1926). *Aisne* : St-Gobert (1). *Côtes-du-Nord* : Lamballe (SÉGUY, 1926). *Vendée* : Longeville (6). *Orne* : Longny (SÉGUY, 1926).

12. *Chrysops pictus quadratus* MEIGEN. — *Dordogne* : Cap-Blanc, vallée de la Beune (LECLERCQ, 1955a). *Oise* : Bresles (4). *Somme* : Long (8).

13. *Chrysops punctifer* LOEW. — France méridionale (SURCOUF, 1924, SÉGUY, 1926).

14. *Chrysops relictus* MEIGEN. — *Landes* : St-Sever (SÉGUY, 1926). *Ardenne* : Vendresse (SÉGUY, 1926). *Moselle* : Vic (2). *Bas-Rhin* : Graffenstaden, Wantzenau, Champ-du-Feu, forêt de Strasbourg (2). *Seine-et-Oise* : Rambouillet, Etang-d'Or (SÉGUY, 1926). *Allier* : Brout-Vernet (SÉGUY, 1926), Vichy (4). *Seine-Maritime* : Dieppe (SÉGUY, 1926). *Nord* : Phalempin, Hondschoote (8), Vred, Bugni-court (10).

15. *Chrysops rufipes* MEIGEN. — *Landes* : (SÉGUY, 1926). *Hauts-Pyrénées* : (idem). *Côte-d'Or* : Glanon (7). *Seine* : environs de Paris, Vitry (SÉGUY, 1926). *Seine-et-Oise* : Meudon, Etang de Villebon, Rambouillet, Etang-d'Or (idem), Etang-d'Elise (1), Chaville (VILLENEUVE, 1904). *Allier* : Brout-Vernet (1). *Maine-et-Loire* : St-Rémy-la-Varenne (SÉGUY, 1926). *Orne* : Longny (idem). *Eure* : Evreux (idem). *Nord* : Féchain (10).

16. *Chrysops sepulchralis* FABRICIUS. — *Puy-de-Dôme* : Besse-en-Chandesse, 1.050 m. (LECLERCQ, 1955a).

17. *Haematopota bigoti* GOBERT. — *Gard* : St-Geniès-de-Malgoiran (SURCOUF, 1924), Nîmes (4). *Hérault* : (VILLENEUVE, 1905a, SÉGUY, 1926). *Pyrénées-Orientales* : Ria (4, VILLENEUVE, 1905a). *Seine* : Vitry (4). *Yonne* : Gurgy (4). *Côtes-du-Nord* : Lamballe (SURCOUF, 1924).

18. *Haematopota bigoti monspelliensis* VILLENEUVE. — *Var* : Hyères (1). *Bouches-du-Rhône* : Camargue, Salin-de-Bardon (LECLERCQ, 1955a). *Hérault* : (SURCOUF, 1924). *Pyrénées-Orientales* : Canet (LECLERCQ, 1956a).

19. *Haematopota crassicornis* WAHLBERG. — *Alpes-Maritimes* : Digne (4). *Var* : Cavalière (4). *Hérault* : Pont-de-Bareitz (HARANT et LECLERCQ, 1955). *Pyrénées-Orientales* : Col de Jau (LECLERCQ, 1955a). *Hauts-Alpes* : St-Véran, 2.000 m. (SURCOUF, 1924). *Puy-de-Dôme* : Lac de Guéry (4), Besse, 1.050 m. (LECLERCQ, 1955a). *Seine-et-Marne* : Nemours (SÉGUY, 1926). *Creuse* : La Celle-Dunoise (4).

20. *Haematopota grandis* MACQUART. — *Var* : Hyères (1). *Bouches-du-Rhône* : Grau, étangs des Aulnes (9). *Gard* : Nîmes (COLLART, 1950). *Isère* : Crémieu (ROMAN, 1949). *Loire* : Roanne (1). *Côte-d'Or* : Beaume (SURCOUF, 1924), Corgolin (4, COLLART, 1950). *Seine-et-Marne* : Chalmaison (SÉGUY, 1926). *Maine-et-Loire* : Saint-Rémy-la-Varenne (SURCOUF, 1924). *Loire-Atlantique* : Vieillevigne, Le Cormier (6). *Seine-Maritime* : Rouen (SÉGUY, 1926).

21. *Haematopota italica* MEIGEN. — *Alpes-Maritimes* : Gorbio, 327 m. (LECLERCQ, 1955b). *Var* : Callian, Cavalière (4). *Gard* : Mont Aigoual, 1.000 m. (LECLERCQ, 1955a). *Hérault* : Montpellier (HARANT et LECLERCQ, 1955). *Pyrénées-Orientales* : Amélie-les-Bains (1). *Landes* : (LECLERCQ, 1955a). *Basses-Alpes* : Annot, 720 m. (LECLERCQ, 1955b), Primoisson (LECLERCQ, 1955a). *Hautes-Alpes* : Lautaret (1). *Isère* : Grenoble (VILLENEUVE, 1905b). *Lot* : Gourdon (10). *Dordogne* : Les Eyzies (LECLERCQ, 1956b). *Drôme* : Chanteloube-près-Aouste (1). *Ardennes* : Vendresse (1). *Moselle* : Thionville (1). *Bas-Rhin* : Oberbronn, Strasbourg (2). *Seine-et-Oise* : Rambouillet, Chérence, forêt de Carnelle, bois N.-Dame, forêt de Marly, Chaville (1). *Seine-et-Marne* : Fontainebleau, Chalmaison (1). *Yonne* : Auxerre (1). *Nièvre* : Les Bertins, près de La Charité (LECLERCQ, 1956a). *Allier* : Vichy (4). *Creuse* : La Celle-Dunoise, La Chapelle-Balouë (1). *Aisne* : Forêt de Villers-Cotteret (1). *Charente-Maritime* : St-Georges-de-Didonne (5). *Maine-et-Loire* : Marans, Saint-Rémy-la-Varenne (1). *Ille-et-Vilaine* : Saint-Lunaire (4). *Côtes-du-Nord* : (1). *Morbihan* : La Trinité-sur-Mer (1). *Loire-Atlantique* : Vieillevigne (6). *Eure* : Brionne (1). *Seine-Maritime* : Rouen (1). *Nord* : Bugnicourt (10).

22. *Haematopota italica nigricornis* GOBERT. — *Var* : Hyères (1). *Pyrénées-Orientales* : Mantet, forêt de Routja (SÉGUY, 1926), Taurinya (LECLERCQ, 1956a). *Hautes-Alpes* : Lautaret (4). *Puy-de-Dôme* : Royat (SÉGUY, 1926). *Seine-et-Oise* : Rambouillet (SURCOUF, 1924), forêt de Carnelle (SÉGUY, 1926). *Seine-et-Marne* : Fontainebleau (*idem*), Canne-Ecluse (LECLERCQ, 1955a). *Creuse* : La Chapelle-Balouë, La Celle-Dunoise (SÉGUY, 1926). *Eure* : Evreux, Gisors (PORTEVIN, 1905). *Somme* : Rubescourt (LECLERCQ, 1955a).

23. *Haematopota italica variegata* FABRICIUS. — *Alpes-Maritimes* : Théoule, Grasse (SÉGUY, 1926). *Var* : Hyères (1), Pierrefeu (8). *Aude* : (SÉGUY, 1926). *Hauts-Pyrénées* : Tarbes (*idem*). *Hautes-Alpes* : St-Véran (*idem*). *Puy-de-Dôme* : Royat (*idem*). *Drôme* : (*idem*). *Seine-et-Oise* : Rambouillet (*idem*). *Seine-et-Marne* : Fontainebleau (*idem*). *Charente* : (8). *Aisne* : Saint-Gobert (SÉGUY, 1926). *Mayenne* : St-Denis-d'Anjou (*idem*).

24. *Haematopota lambi* VILLENEUVE. — *Var* : Beausset (VILLENEUVE, 1921), Hyères (1, 8). *Bouches-du-Rhône* : Arles (LECLERCQ, 1956a), étang de Berre (CLOUDSLEY-THOMPSON, 1956).

25. *Haematopota pluvialis* LINNÉ. — *Alpes-Maritimes* : Grasse (1). *Bouches-du-Rhône* : Camargue, Salin-de-Badon, Le Sambuc (LECLERCQ, 1955b). *Gard* : Mont Aigoual (LECLERCQ, 1955a).

Hérault : Montpellier (HARANT et LECLERCQ, 1955). *Pyrénées-Orientales* : Crêtes et pacages (LECLERCQ, 1955a), Ria (4). *Hauts-Pyrénées* : Sommet du col de Soulor (LECLERCQ, 1956a). *Haute-Garonne* : Bagnères-de-Luchon (1). *Ariège* : Goulier, Vicdessos, 950-1.100 m., 1.100-1.400 m. (TIMON-DAVID, 1950). *Basses-Alpes* : Col d'Allos (LECLERCQ, 1955b). *Hautes-Alpes* : Lautaret (LECLERCQ, 1955a). *Haute-Savoie* : Argentière, 1.258 m. (TIMON-DAVID, 1937). *Cantal* : St-Flour (LECLERCQ, 1955a). *Puy-de-Dôme* : Thiers, Billon (1), Besse-en-Chandesse, Durtol-Valette (LECLERCQ, 1955a), Mont Dore (6). *Dordogne* : Cap-Blanc, vallée de la Beune (LECLERCQ, 1956a). *Jura* : Les Rousses (1). *Côte-d'Or* : Beaune (1). *Ardennes* : Vendresse (1). *Meurthe-et-Moselle* : Forêt de Haye (Nancy), La Falizière, près de Liverdun (7). *Bas-Rhin* : Vendenheim, Gottesheim, Hoerdt, Natzwiller, Oberbronn (2). *Haut-Rhin* : Kruth (2). *Seine-et-Oise* : Boissy-St-Léger, Pontoise, Rambouillet, Meudon, Chaville, Lardy, Bois-N.-Dame, Marans, forêt de Carnelle (1). *Seine-et-Marne* : Chalmaison, Nemours (1), Cannes-Ecluse (LECLERCQ, 1955a). *Yonne* : Auxerre (1). *Nièvre* : Poiseux (LECLERCQ, 1955a). *Allier* : Brout-Vernet (1). *Creuse* : La Celle-Dunoise (1). *Loiret* : Orléans (1). *Oise* : Hermès (1). *Aisne* : Saint-Gobert (1), bois d'Holnon (10). *Maine-et-Loire* : St-Rémy-la-Varenne (1). *Sarthe* : Forêt de Perceigne (LECLERCQ, 1955a). *Côtes-du-Nord* : Lamballe, Lancieux (1). *Morbihan* : (1). *Loire-Atlantique* : Vieillevigne (6). *Vendée* : Moreille (6). *Normandie* : très commune (PORTEVIN, 1905). *Nord* : Pommerœul (8). *Somme* : Long (8).

26. *Haematopota pluvialis hispanica* SZILADY. — *Bouches-du-Rhône* : Le Sambuc (LECLERCQ, 1956a). *Pyrénées-Orientales* : Céret, Prades, Canet (*idem*). *Hautes-Alpes* : St-Véran (1). *Puy-de-Dôme* : Mont Dore (6).

27. *Heptatoma pellucens* FABRICIUS. — *Côte-d'Or* : Dijon (VILLENEUVE, 1904). *Ardennes* : (SURCOUF, 1924), Vendresse (1). *Meurthe-et-Moselle* : Manoncourt-en-Woëvre (1). *Bas-Rhin* : Nonnenbruck (2). *Haute-Saône* : Montessaux (7). *Seine-et-Oise* : Chatou (VILLENEUVE, 1904), Sonchamp, Bouray (4), Lardy, Poissy (SURCOUF, 1924), Maisons-Laffitte, Meudon, Rambouillet (1). *Yonne* : Mauny (1). *Allier* : Vichy (4). *Maine-et-Loire* : Angers (SURCOUF, 1924). *Côtes-du-Nord* : (SURCOUF, 1924), Lamballe (1). *Vendée* : Rocheservière (6). *Pas-de-Calais* : Lille (VILLENEUVE, 1904).

28. *Tabanus apricus* MEIGEN. — *Alpes-Maritimes* : St-Etienne-de-Tinée, Lioson-Bercia (LECLERCQ, 1955a), Gorbio (LECLERCQ, 1955b). *Var* : Callian (SÉGUY, 1926). *Bouches-du-Rhône* : Marseille (VILLENEUVE, 1904). *Pyrénées-Orientales* : Ry, Mantet, 1.600 m.

(SÉGUY, 1926), col de Jau (LECLERCQ, 1955a). *Hautles-Pyrénées* : Gavarnie, Aragnouet (SÉGUY, 1926). *Haute-Garonne* : Superbagnères, Luchon (LECLERCQ, 1955a). *Ariège* : Goulier, Vicdessos, 1.300-1.700 m. (TIMON-DAVID, 1950). *Basses-Alpes* : Annot (LECLERCQ, 1955b). *Hautes-Alpes* : Weynes, St-Véran (SÉGUY, 1926), Lautaret (LECLERCQ, 1955b), Le Monêtier-les-Bains, 1.500 m. (10). *Haute-Savoie* : Petit-Bornand, Thônes (SÉGUY, 1926), Argentière, 1.250-1.300 m. (TIMON-DAVID, 1937, MUSCHAMP, 1939). *Isère* : St-Martin-d'Uriage (SÉGUY, 1926). *Corrèze* : (SÉGUY, 1926), Bleymar (1). *Lot* : Figeac (4), Autoire (LECLERCQ, 1955a), Gourdon (10). *Côte-d'Or* : Dijon (VILLENEUVE, 1905a), Val-Suson (7). *Ardennes* : Le Chatelet-sur-Retourne (SÉGUY, 1926). *Meurthe-et-Moselle* : Villey-le-Sec (idem). *Haute-Marne* : Langres (SÉGUY, 1926, LECLERCQ, 1955b). *Seine-et-Oise* : Forêt de St-Germain (1). *Marne* : Reims (SÉGUY, 1926). *Aube* : Maraye-en-Othe (idem). *Somme* : Amiens (idem).

29. *Tabanus autumnalis* LINNÉ. — *Var* : Pierrefeu (8). *Bouches-du-Rhône* : Camargue (LECLERCQ, 1955a), Villeneuve, Le Tholonet, Le Sambuc (LECLERCQ, 1955b), Arles (LECLERCQ, 1956a), étang de Berre (CLOUDSLEY-THOMPSON, 1956), La Tour-du-Valat (9). *Gard* : Aiguesmortes (LECLERCQ, 1955a). *Hérault* : Montpellier, Grand-Travers, Grammont, Marot, Lattes, Aresquiers (HARANT et LECLERCQ, 1955). *Pyrénées-Orientales* : Canet (LECLERCQ, 1956a), Ria (4). *Ariège* : Massat (MIROUSE, 1955). *Basses-Alpes* : Digne (VILLENEUVE, 1904). *Bas-Rhin* : Gottesheim (2). *Seine* : Clamart (1). *Seine-et-Oise* : Croissy, Rambouillet (1), Maisons-Laffitte (VILLENEUVE, 1904). *Seine-et-Marne* : Ozouer-la-Ferrière (VILLENEUVE, 1904). *Allier* : Brout-Vernet (1), Vichy (4). *Maine-et-Loire* : Saint-Rémy-la-Varenne (1), Angers (5). *Mayenne* : (1). *Ille-et-Vilaine* : Châteaugiron (5). *Côtes-du-Nord* : Lamballe (1). *Morbihan* : (1). *Eure* : Evreux, Bernay (PORTEVIN, 1905). *Loire-Atlantique* : Le Cormier (6). *Nord* : Forêt de Mormal, Féchain, Crochte (10). *Somme* : Rubescourt (LECLERCQ, 1955a).

30. *Tabanus bovinus* LINNÉ. — *Var* : Hyères (1). *Bouches-du-Rhône* : Les Baux (LECLERCQ, 1955a), Gemenos (10), Villeneuve (LECLERCQ, 1955b). *Vaucluse* : Apt (4). *Gard* : Nîmes (VILLENEUVE, 1905a). *Hérault* : Montpellier, Montblanc, domaine de Montmarin, Espérou (HARANT et LECLERCQ, 1955). *Pyrénées-Orientales* : Amélie-les-Bains (1), Vernet-les-Bains (4). *B.-Pyrénées* : St-Christau (4). *Gironde* : Carcans (LECLERCQ, 1955a). *Ariège* : Massat (MIROUSE, 1955). *Haute-Savoie* : (MUSCHAMP, 1939). *Alpes-Orientales* : jusque 2.100 m. (SÉGUY, 1926). *Lot* : Gourdon (10). *Saône-et-Loire* : Verrières, Les Guerreaux (1). *Ardennes* : Vendresse (1). *Moselle* :

Gondrexange (2). *Meurthe-et-Moselle* : Manoncourt-en-Woëvre (1). *Bas-Rhin* : Oberbronn, La Petite-Pierre, Strasbourg, Gottesheim, Herenwald, Vendenheim, Wasselonne (2). *Haut-Rhin* : vallée de Munster (2). *Haute-Saône* : Gray (1). *Haute-Marne* : Langres (VILLENEUVE, 1905a). *Seine-et-Oise* : Chantilly (1). *Seine-et-Marne* : Fontainebleau (1). *Marne* : Reims (VILLENEUVE, 1904). *Allier* : Vitray (1), Brout-Vernet, Vichy (4). *Indre-et-Loire* : Tours (VILLENEUVE, 1904). *Loiret* : Forêt d'Orléans (1). *Maine-et-Loire* : Saint-Rémy-la-Varenne (1). *Loire-Atlantique* : Nantes (5). *Eure* : Evreux, Breteuil (PORTEVIN, 1905). *Nord* : Forest, forêts de Raismes et de Mormal (10).

31. — *Tabanus bromius* LINNÉ. — *Var* : Cavalière (LECLERCQ, 1955a), Pierrefeu (8). *Bouches-du-Rhône* : Camargue, étang de Vaccarès (LECLERCQ, 1955a), Le Sambuc, Villeneuve, Etang de Vaccarès, Le Tholonet (LECLERCQ, 1955b). *Vaucluse* : Bonpas (LECLERCQ, 1955b). *Gard* : St-Romans, Mont Aigoual (LECLERCQ, 1955a). *Hérault* : Celleneuve, Figuières, Brone, Valrose, Bioune, La Vernède (HARANT et LECLERCQ, 1955), Montblanc, domaine de Montmarin (4). *Pyrénées-Orientales* : Port-Vendres, col de Jau, Prades (LECLERCQ, 1955a), Ria, Céret, La Preste, Le Tech, Saint-Cyprien, Céret, Taurinya, Vernet-les-Bains, Prades (LECLERCQ, 1956a). *Gironde* : Avensan (LECLERCQ, 1955a). *Haute-Garonne* : Superbagnères, Luchon (LECLERCQ, 1955a). *Basses-Alpes* : Col d'Allos (LECLERCQ, 1955b). *Hauts-Alpes* : Lautaret (LECLERCQ, 1955b), Les Aiguilles, St-Véran (1). *Haute-Savoie* : (MUSCHAMP, 1939). *Isère* : Grenoble (VILLENEUVE, 1905b), Prémol (4). *Alpes centrales et orientales* : jusque 2.000 m. (SÉGUY, 1926). *Puy-de-Dôme* : Thiers, St-Nectaire (1). *Lot* : Pont-Carral (LECLERCQ, 1956a), Gourdon (10). *Dordogne* : Saint-Martial-de-Nabirat, Beynac, Castels, Cap-Blanc, vallée de la Beune (LECLERCQ, 1956a). *Côte-d'Or* : Savigny (LECLERCQ, 1955a). *Ardennes* : Vendresse (1). *Meurthe-et-Moselle* : Manoncourt-en-Woëvre (1). *Bas-Rhin* : Gottesheim, Oberbronn, Dreispitz, Barr, Wasselonne, Heiligenberg (2). *Haut-Rhin* : Lac Blanc, Kruth (2). *Vosges* : Gérardmer (1). *Haute-Saône* : Montessaux (7). *Haute-Marne* : Prauthoy (LECLERCQ, 1955b). *Seine-et-Oise* : Rambouillet, Lardy, Meudon, Marly, Chantilly, Vincennes (1). *Seine-et-Marne* : Nemours, Fontainebleau (1), Canne-Ecluse (LECLERCQ, 1955a). *Yonne* : Lordonnois (*idem*). *Nièvre* : Poiseux (*idem*). *Allier* : Brout-Vernet (1). *Creuse* : La Celle-Dunoise (1). *Haute-Vienne* : Ambazac (1). *Charente* : La Couronne (1). *Aisne* : St-Gobert (1). *Maine-et-Loire* : St-Rémy-la-Varenne (1). *Côtes-du-Nord* : Lamballe (1). *Loire-Atlantique* : Vieillevigne (6). *Seine-*

Maritime : Rouen (1). *Nord* : Forêt de Mormal (1 et 8), forêt de Trélon (8), St-Amand (10). *Pas-de-Calais* : Ambleteuse (8). *Somme* : Long (8).

32. *Tabanus bromius nigricans* SZILADY. — *Haute-Savoie* : (MUSCHAMP, 1939).

33. *Tabanus bromius simplex* MUSCHAMP. — *Haute-Savoie* : (MUSCHAMP, 1939).

34. *Tabanus cordiger* MEIGEN. — *Alpes-Maritimes* : St-Etienne-de-Tinée, Lioson-Bercia (LECLERCQ, 1955a), Menton (LECLERCQ, 1956a). *Var* : Hyères (SÉGUY, 1926), Cavalière (4). *Bouches-du-Rhône* : Marseille, Camargue (SÉGUY, 1926), Villeneuve, Le Sambuc (LECLERCQ, 1955b). *Vaucluse* : Apt (SÉGUY, 1926), Bonpas (LECLERCQ, 1955b). *Aude* : (SÉGUY, 1926). *Pyrénées-Orientales* : Saillagouse (SÉGUY, 1926), Elne, Céret, Ria, Prades, Vernet-les-Bains (LECLERCQ, 1956a). *Hautes-Pyrénées* : Adour, Massey (SÉGUY, 1926). *Basses-Alpes* : Digne (*idem*). *Hautes-Alpes* : Serres (VILLENEUVE, 1904), Lautaret (VILLENEUVE, 1905b). *Isère* : St-Martin-d'Uriage (SÉGUY, 1926), Le Bourg-d'Oisans (VILLENEUVE, 1904). *Lot* : Autoire (LECLERCQ, 1955a), Gourdon (10). *Jura* : Dôle (SÉGUY, 1926). *Drôme* : Nyons (1). *Rhône* : Lyon, Limonest (SÉGUY, 1926). *Ardennes* : Vendresse (*idem*). *Haut-Rhin* : Kruth, Bollenberg (2). *Haute-Marne* : Langres (VILLENEUVE, 1904, SÉGUY, 1926).

35. *Tabanus exclusus* PANDELLE. — *Var* : Hyères (SÉGUY, 1926). *Bouches-du-Rhône* : Marseille (*idem*). *Vaucluse* : Apt (*idem*). *Hérault* : Montpellier (HARANT et LECLERCQ, 1955). *Aude* : (SÉGUY, 1926). *Haute-Savoie* : (MUSCHAMP, 1939). *Ain* : La Pape (SÉGUY, 1926). *Rhône* : Montagne-du-Lyonnais, Mont Cenis (SURCOUF, 1924), Lyon, Mont Verdun, 600 m. (SÉGUY, 1926), Limonest (1). *Côte-d'Or* : Dijon (SÉGUY, 1926).

36. *Tabanus glaukopis* MEIGEN. — *Alpes-Maritimes* : St-Etienne-de-Tinée, Lioson (LECLERCQ, 1955a), Gorbio (LECLERCQ, 1955b), Menton (LECLERCQ, 1956a). *Var* : Callian (1), Pierrefeu (8). *Gard* : Mont Aigoual, 1.000 m. (LECLERCQ, 1955a). *Hérault* : Lamalou-les-Bains, Clapier-le-Fesquet, La Vallette, La Paillade (HARANT et LECLERCQ, 1955). *Pyrénées-Orientales* : Ria (VILLENEUVE, 1905). *Hautes-Pyrénées* : Cauterets (4). *Haute-Garonne* : Superbagnères, Luchon (LECLERCQ, 1955a). *Ariège* : Goulier, Viedessos, 950-1.000 m. (TIMON-DAVID, 1950). *Basses-Alpes* : Col d'Allos (LECLERCQ, 1955b). *Haute-Savoie* : Argentière, 1.258 m. (TIMON-DAVID, 1949, MUSCHAMP, 1939). *Isère* : Chartreuse (1). *Puy-de-Dôme* : Besse, 1.050 m. (LECLERCQ, 1955a). *Dordogne* : Cap-Blanc, vallée de la Beune

(LECLERCQ, 1956a). *Doubs* : Mouthiers (1). *Côte-d'Or* : Savigny (LECLERCQ, 1955a). *Ardennes* : Vendresse (1). *Bas-Rhin* : Château du Haut-Barr, Schirmeck (LECLERCQ, 1955a). *Haut-Rhin* : Kruth, Lac-Blanc (2). *Seine-et-Oise* : Rambouillet (1). *Seine-et-Marne* : Fontainebleau (1 et 10). *Allier* : Brout-Vernet (1). *Oise* : Boulogne-la-Grasse (LECLERCQ, 1955a).

37. *Tabanus glauconis cognatus* LOEW. — *Haute-Savoie* : (MUSCHAMP, 1939). *Seine-et-Marne* : Fontainebleau (1).

38. *Tabanus glaukopis rubra* MUSCHAMP. — *Haute-Savoie* : (MUSCHAMP, 1939).

39. *Tabanus graecus* FABRICIUS. — *Alpes-Maritimes* : St-Etienne, St-Dalmas (SÉGUY, 1926). *Var* : Cavalière (4), Ste-Baume (9). *Lot* : Pont-Carral (LECLERCQ, 1956a), Gourdon (10). *Dordogne* : St-Martial-de-Nabirat, Cap-Blanc, vallée de la Beune, Fleurac, Les Eyzies (LECLERCQ, 1956a). *Meurthe-et-Moselle* : Villey-le-Sec (SÉGUY, 1926). *Aube* : Maraye (1). *Nord* : Forêt de Raismes (10).

40. *Tabanus intermedius* EGGER. — *Alpes-Maritimes* : Théoule (SÉGUY, 1926). *Var* : Callian, Cavalière, Hyères (*idem*), Pierrefeu (8). *Bouches-du-Rhône* : Marseille (VILLENEUVE, 1904), Fontvieille, Montmajour-lès-Arles (LECLERCQ, 1956a). *Gard* : Nîmes (VILLENEUVE, 1905). *Pyrénées-Orientales* : Amélie-les-Bains (1). *Gironde* : (VILLENEUVE, 1904). *Hautes-Pyrénées* : Maubourget (SÉGUY, 1926). *Hauts-Alpes* : Lautaret (*idem*). *Puy-de-Dôme* : Thiers (1). *Rhône* : Lyon (4). *Côte-d'Or* : Beaune (SÉGUY, 1926). *Haute-Saône* : Montessaux (7). *Seine-et-Marne* : Fontainebleau (VILLENEUVE, 1904). *Indre* : Les Cluzeaux (1). *Charente-Maritime* : Le Bureau-St-Palois (1), Royan (4). *Maine-et-Loire* : St-Rémy-la-Varenne (1). *Côtes-du-Nord* : Lamballe (SÉGUY, 1926). *Morbihan* : Lorient (*idem*). *Loire-Atlantique* : (VILLENEUVE, 1904), Le Cormier, Vieillevigne (6). *Vendée* : Sables-d'Olonne (1).

41. *Tabanus maculicornis* ZETTERSTEDT. — *Var* : Le Beausset, Toulon (1). *Bouches-du-Rhône* : Etang de Berre (CLOUDSLEY-THOMPSON, 1956). *Pyrénées-Orientales* : Col de Jau (LECLERCQ, 1955a), Céret, Ria, Taurinya, Vernet-les-Bains (LECLERCQ, 1956a). *Landes* : (VILLENEUVE, 1904). *Gironde* : Cudos (1). *Hautes-Alpes* : Saint-Véran (1). *Isère* : Grenoble (VILLENEUVE, 1904, 1905b). *Alpes-Centrales* : 800-2.000 m. (SÉGUY, 1926). *Cantal* : St-Flour (LECLERCQ, 1955a). *Puy-de-Dôme* : Besse (*idem*). *Lot* : Figeac (4). *Dordogne* : Saint-Martial-de-Nabirat, Cap-Blanc, Castels, Beynac, Fleurac (LECLERCQ, 1956a). *Rhône* : Mont Cenis (1). *Ardennes* : Vendresse (SURCOUF, 1924). *Meurthe-et-Moselle* : Manoncourt-en-Woëvre (1).

Bas-Rhin : Ried, Strasbourg, Heiligenberg, Champ-du-Feu, 1.000 m., Barr (2). *Haut-Rhin* : Lac-Blanc, 1.054 m., Fischbödle, 790 m. (2). *Haute-Saône* : Gray (1). *Seine-et-Oise* : Forêt de Carnelle (SURCOUF, 1924), Chaville, Lardy, Chantilly, Rambouillet, forêt de Carnelle (1). *Allier* : Vichy, Brout-Vernet (1). *Creuse* : La-Celle-Dunoise (1). *Loiret* : Forêt d'Orléans (1). *Oise* : La-Neuville-en-Her (LECLERCQ, 1955a). *Maine-et-Loire* : Saint-Rémy-la-Varenne, Marans (1). *Loire-Atlantique* : Nantes (5). *Orne* : Bagnoles (1). *Eure* : Conches (PORTEVIN, 1905). *Seine-Maritime* : Rouen (1). *Nord* : Forêt de Raismes, Mormal, Trélon (8), St-Amand (10).

42. *Tabanus miki* BRAUER. — *Alpes-Maritimes* : Gorbio (LECLERCQ, 1955b). *Gard* : Mont Aigoual, Espérou, ♀, 13-VII-1917 (4).

43. *Tabanus paradoxus* JAENNICKE. — *Var* : Cavalaire (SÉGUY, 1926), Callian (1). *Bouches-du-Rhône* : La-Viste, près de Marseille (VAN GRAVER et TIMON-DAVID, 1928). *Gard* : Cévennes (SÉGUY, 1926). *Isère* : Grenoble (*idem*). *Drôme* : Crest (ROMAN, 1949).

44. *Tabanus rectus* LOEW. — *Alpes-Maritimes* : Gorbio (LECLERCQ, 1955b). *Var* : Hyères (SÉGUY, 1926), Callian, Le-Beausset (1). *Bouches-du-Rhône* : Marseille (SÉGUY, 1926), Camargue, Salin-de-Badon (LECLERCQ, 1955a), Villeneuve, Le Sambuc (LECLERCQ, 1955b), Fontvieille, Montmajour-lès-Arles (LECLERCQ, 1956a), étang de Berre (CLOUDSLEY-THOMPSON, 1956). *Hérault* : Montpellier, Font-d'Azolles, Montblanc, domaine de Montmarin (HARANT et LECLERCQ, 1955). *Aude* : (SÉGUY, 1926). *Pyrénées-Orientales* : Ria (VILLENEUVE, 1904), Prades (LECLERCQ, 1955a et 1956a), Canet (LECLERCQ, 1956a). *Tarn-et-Garonne* : Montauban (SÉGUY, 1926). *Isère* : Grenoble (VILLENEUVE, 1904), Vienne (ROMAN, 1949). *Ardèche* : (SÉGUY, 1926), St-André-de-Cruzières (1). *Charente* : (SÉGUY, 1926). *Indre-et-Loire* : Richelieu (LECLERCQ, 1955a). *Maine-et-Loire* : St-Rémy-la-Varenne (SÉGUY, 1926).

45. *Tabanus regularis* JAENNICKE. — *Var* : Hyères (SÉGUY, 1926), Pierrefeu (8). *Bouches-du-Rhône* : Marseille (SÉGUY, 1926), Camargue, Pont-des-Ecluses, Salin-de-Badon (LECLERCQ, 1955a). *Vaucluse* : Bonpas (LECLERCQ, 1955b). *Gard* : Remoulins (VILLENEUVE, 1905a). *Hérault* : Montpellier, Castelnau, Salasc, Bédarieux, Grammont (HARANT et LECLERCQ, 1955). *Pyrénées-Orientales* : Ria (VILLENEUVE, 1905a), Prades (LECLERCQ, 1955a et 1956a), Saint-Cyprien, Canet, Céret, Taurinya (LECLERCQ, 1956a). *Hautes-Pyrénées* : (SÉGUY, 1926). *Ariège* : Massat (MIROUSE, 1955). *Dordogne* : Cap-Blanc, vallée de la Beune (LECLERCQ, 1955a). *Rhône* : Limonest, Lyon (SÉGUY, 1926). *Maine-et-Loire* : Saint-Rémy-la-Varenne (4). *Nord* : Forêt de Raismes (8). *Somme* : Long (8).

46. *Tabanus spectabilis* LOEW. — *Bouches-du-Rhône* : Marseille (SÉGUY, 1926). *Hérault* : Montpellier (*idem*).

47. *Tabanus spodopterus* MEIGEN. — *Pyrénées-Orientales* : Taurinya (LECLERCQ, 1956a). *Landes* : St-Sever (SÉGUY, 1926). *Hautes-Alpes* : Weynes (*idem*). *Haute-Savoie* : (4). *Isère* : Grande-Chartreuse (SÉGUY, 1926), Prémol (4). *Aveyron* : (SÉGUY, 1926). *Puy-de-Dôme* : Thiers (*idem*). *Jura* : Dôle (4). *Haute-Saône* : Montessaux (7). *Seine-et-Oise* : Rambouillet, Lardy (SÉGUY, 1926). *Indre* : Les Cluzeaux (*idem*). *Côtes-du-Nord* : Lamballe (1). *Loire-Antlantique* : Le Cormier (6).

48. *Tabanus sudeticus* ZELLER. — *Alpes-Maritimes* : St-Etienne-de-Tinée (LECLERCQ, 1955a), Gorbio (LECLERCQ, 1955b). *Var* : Callian (1). *Bouches-du-Rhône* : Le Tholonet (LECLERCQ, 1955b), Montmajour-lez-Arles (LECLERCQ, 1956a), étang de Berre (CLOUDSLEY-THOMPSON, 1956). *Vaucluse* : Apt (VILLENEUVE, 1904). *Gard* : Lédignan, Mont Aigoual (LECLERCQ, 1955a). *Hérault* : Montblanc, domaine de Montmarin (HARANT et LECLERCQ, 1955). *Pyrénées-Orientales* : Crêtes et pacages (LECLERCQ, 1955a), Prades (LECLERCQ, 1955a), Prades (LECLERCQ, 1956a). *Gironde* : Carcans (LECLERCQ, 1955a). *Hautes-Pyrénées* : Tramesaïques, Aragouet, Gavarnie (SÉGUY, 1926), St-Sauveur (VILLENEUVE, 1904). *Ariège* : Goulier, Vicdessos, 950-1.100 m. (TIMON-DAVID, 1950). *Haute-Savoie* : (MUSCHAMP, 1939). *Alpes-Orientales* : jusque 2.100 m. (SÉGUY, 1926). *Cantal* : Lioran (*idem*). *Puy-de-Dôme* : Mont Dore (*idem*). *Dordogne* : Castels (LECLERCQ, 1956a). *Côte-d'Or* : Savigny (LECLERCQ, 1955a). *Ardennes* : (1). *Bas-Rhin* : Schirmeck, Schaeferhof (LECLERCQ, 1955a), Strasbourg, Barr (2). *Haut-Rhin* : Honeck, 1.200 m., Lac Blanc, 1.054 m., Kruth (2). *Vosges* : Petit-Drumont (LECLERCQ, 1955a), Gérardmer (VILLENEUVE, 1904). *Haute-Saône* : Montessaux (7). *Seine-et-Oise* : Rambouillet (SÉGUY, 1926). *Seine-et-Marne* : Fontainebleau (*idem*), Nemours (1). *Marne* : Givry-en-Argonne (1). *Nièvre* : Les Bertins (LECLERCQ, 1956a). *Creuse* : La Celle-Dunoise (SÉGUY, 1926). *Haute-Vienne* : Ambazac (*idem*), Limoges (4). *Oise* : La Neuville-en-Hez (LECLERCQ, 1955a), Comelle (VILLENEUVE, 1904). *Vendée* : Les Sables-d'Olonne (1). *Somme* : Anjens (VILLENEUVE, 1904).

49. *Tabanus tergestinus* EGGER. — *Alpes-Maritimes* : St-Etienne-de-Tinée (LECLERCQ, 1955a). *Var* : Hyères (SÉGUY, 1926). *Bouches-du-Rhône* : Marseille (VILLENEUVE, 1904). *Gard* : Mont Aigoual, Sauveterre (LECLERCQ, 1955a). *Hérault* : Salase, Montblanc, domaine de Montmarin (HARANT et LECLERCQ, 1955a). *Pyrénées-Orientales* : Col de Jau (LECLERCQ, 1955a), Ria (4), Le Tech, Céret, Taurinya,

Vernet-les-Bains, Prades (LECLERCQ, 1956a). *Landes* : Saint-Sever (SÉGUY, 1926). *Gironde* : Avensan (LECLERCQ, 1955a). *Hautes-Alpes* : Briançon (10). *Isère* : Grenoble (VILLENEUVE, 1904, 1905b, 10). *Aveyron* : St-Affrique (4). *Puy-de-Dôme* : Mont-Dore (4). *Lot* : Pont-Carral, Catus (LECLERCQ, 1956a), Gourdon (10). *Dordogne* : Castels, Fleurac, Beynac, Cap-Blanc, St-Martial-de-Nabirat (LECLERCQ, 1956a). *Drôme* : Nyons (SÉGUY, 1926). *Côte-d'Or* : Dijon (VILLENEUVE, 1904), Savigny (LECLERCQ, 1955a). *Meurthe-et-Moselle* : (SÉGUY, 1926). *Haute-Saône* : Gray (idem). *Seine-et-Oise* : Maisons-Laffitte, Bois-de-l'Hautil (VILLENEUVE, 1904), forêt de St-Germain, Etrechy, Pontoise, Bouray (SÉGUY, 1926), Lardy (1). *Seine-et-Marne* : Nemours, Fontainebleau (SÉGUY, 1926). *Nièvre* : Poiseux (LECLERCQ, 1955a), Les Bertins (LECLERCQ, 1956a). *Allier* : (SÉGUY, 1926). *Indre-et-Loire* : Richelieu (LECLERCQ, 1955a). *Maine-et-Loire* : St-Rémy-la-Varenne (SÉGUY, 1926).

50. *Tabanus unifasciatus* LOEW. — *Var* : Cavalière (4). *Bouches-du-Rhône* : Marseille (SÉGUY, 1926). *Basses-Alpes* : Digne (VILLENEUVE, 1904). *Isère* : Grenoble (VILLENEUVE, 1904, 1905b, SÉGUY, 1926). *Dauphiné* : Eschirrolles (4). *Drôme* : (SÉGUY, 1926), Piègrees-la-Castre (1). *Rhône* : Limonest (SÉGUY, 1926), Champagne (1). *Saône-et-Loire* : (SÉGUY, 1926).

51. *Dasyrhampus anthracinus* HOFFMANNSEGG. — *Alpes-Maritimes* : Théoule (SÉGUY, 1926). *Var* : Roquebrune (idem). *Pyrénées-Orientales* : Amélie-les-Bains (idem).

52. *Dasyrhampus ater* ROSSI. — *Var* : Hyères, Callian (1), Cavalière (4). *Bouches-du-Rhône* : Camargue (1), Les Pinchinats, près d'Aix (LECLERCQ, 1955a). *Gard* : Bezouce (LECLERCQ, 1956a). *Pyrénées-Orientales* : Prades, Canigou (LECLERCQ, 1955a), Taurinya, Céret, St-Cyprien (LECLERCQ, 1956a). *Basses-Alpes* : Digne (4), Valbelle, près Sistéron (6). *Savoie* : Menthon (1). *Haute-Savoie* : (MUSCHAMP, 1939). *Lot* : Gourdon (10). *Dordogne* : Fleurac, Beynac, Castels, Les Eyzies (LECLERCQ, 1956a). *Ardennes* : Vendresse (1). *Seine-et-Oise* : Hautil (4). *Marne* : Reims (10). *Aube* : Maraye (1 et 4). *Allier* : Brout-Vernet (1), Vichy (4).

53. *Theroplectes bifarius* LOEW. — *Alpes-Maritimes* : Gorbio (LECLERCQ, 1955b). *Var* : (SÉGUY, 1926), Cavalière (4). *Aude* : (SÉGUY, 1926). *Pyrénées-Orientales* : Ria (4). *Basses-Alpes* : Digne (VILLENEUVE, 1904). *Hautes-Alpes* : Serres (SÉGUY, 1926). *Lot* : Catus (LECLERCQ, 1956a). *Dordogne* : Cap-Blanc, vallée de la Beune, Castels (idem). *Rhône* : Lyon (SÉGUY, 1926).

54. *Theroplectes erberi* BRAUER. — *Gard* : Sauveterre (LECLERCQ, 1955a).

55. *Therioplectes expollicatus* PANDELLE. — Var : Pierrefeu (8). *Bouches-du-Rhône* : Camargue, Salin-de-Bardon, Albaron (LECLERCQ, 1955a), Villeneuve (LECLERCQ, 1955b), La Tour-du-Valat (9). *Gard* : Aiguesmortes, Gallician (LECLERCQ, 1955a). *Hérault* : Montpellier (SURCOUF, 1924), Montpellier, Vauvert, Figuières, Grand-Travers, Aresquiers (HARANT et LECLERCQ, 1955). *Pyrénées-Orientales* : Canet (LECLERCQ, 1956a). *Rhône* : Lyon (SÉGUY, 1926).

56. *Therioplectes gigas* HERBST. *Gironde* : Dunes de La Teste (SÉGUY, 1926). *Basses-Alpes* : Digne (*idem*). *Hautes-Alpes* : Serres (COLLART, 1950, 4). *Haute-Savoie* : (MUSCHAMP, 1939). *Rhône* : Mont Lyonnais (ROMAN, 1946), Champagne (ROMAN, 1949). *Seine-et-Oise* : Rambouillet (SÉGUY, 1926). *Seine-et-Marne* : Ozoir-la-Ferrière (*id.*). *Yonne* : Mézilles (10). *Allier* : Brout-Vernet (1). *Mayenne* : Bierné (SÉGUY, 1926). *Loire-Atlantique* : St-Etienne-de-Corcoue (6).

57. *Therioplectes lowei* MUSCHAMP. *Haute-Savoie* : (MUSCHAMP, 1939).

58. *Therioplectes lunatus* FABRICIUS. — Var : Callian (SURCOUF, 1924). *Vaucluse* : Apt (SÉGUY, 1926).

59. *Therioplectes nemoralis* MEIGEN. — *Alpes-Maritimes* : Gorbio (LECLERCQ, 1955b). Var : Cavalière (4), Pierrefeu (8). *Bouches-du-Rhône* : Marseille (SÉGUY, 1926), Le Tholonet (LECLERCQ, 1955b). *Gard* : Mont Aigoual (LECLERCQ, 1955a). *Hérault* : Bionne, Montpellier, La Vernède, St-Guilhem, Les Arcs, Celleneuve (HARANT et LECLERCQ, 1955). *Basses-Alpes* : Digne (SÉGUY, 1926). *Isère* : Grenoble (VILLENEUVE, 1904, 1905b). *Lozère* : Blaymard (SÉGUY, 1926). *Seine-et-Oise* : Versailles (*idem*, 1). *Eure* : Vernon (*idem*). *Seine-Maritime* : Rouen (*idem*).

60. *Therioplectes quatuornotatus* MEIGEN. — Var : Pierrefeu (8). *Gard* : Mont Aigoual (LECLERCQ, 1955a). *Haute-Garonne* : Merville (4). *Basses-Alpes* : Col d'Allos (LECLERCQ, 1955b). *Hautes-Alpes* : La Grave, Lautaret (VILLENEUVE, 1904, 1905b). *Haute-Savoie* : (MUSCHAMP, 1939). *Isère* : Grenoble (VILLENEUVE, 1905b), Crémieu (ROMAN, 1934). *Lozère* : Blaymard (1). *Puy-de-Dôme* : Saint-Nectaire (1). *Drôme* : (SÉGUY, 1926). *Côte-d'Or* : Arcy-sur-Seine (VILLENEUVE, 1904), Combe-Lavau (Dijon) (7). *Meurthe-et-Moselle* : Pierre-la-Treiche (Toul) (7). *Haute-Marne* : Langres (SÉGUY, 1926), Chaumont (4). *Seine-et-Oise* : Forêt de Carnelle (SURCOUF, 1924), Pontoise, forêt St-Germain (SÉGUY, 1926), Bois-N.-Dame (1). *Marne* : Reims (*idem*). *Allier* : Vichy (4). *Aisne* : Bois-d'Holnon (10). *Eure* : Vernon (SÉGUY, 1926), Evreux, Cocherel (PORTEVIN, 1905). *Seine-Maritime* : Rouen (1). *Somme* : Amiens (SÉGUY, 1926).

61. *Therioplectes quatuornotatus cherbottae* MUSCHAMP. — Haute-Savoie : (MUSCHAMP, 1939).

62. *Therioplectes tomentosus* MACQUART. — Provence : (SÉGUY, 1926).

63. *Hybomitra aterrima* MEIGEN. — Hautes-Pyrénées : Barèges, Gavarnie, Arrens, Cauterets (SÉGUY, 1926). Andorre (1). Ariège : Goulier, Vicdessos, 1.300-1.700 m. (TIMON-DAVID, 1950), Ax-les-Thermes (4). Basses-Alpes : Col d'Allos (LECLERCQ, 1955b). Hautes-Alpes : Lautaret, 2.075 m. (VILLENEUVE, 1904, LECLERCQ, 1955b), Les Aiguilles, St-Véran (SÉGUY, 1926), Galibier (4). Savoie : (SÉGUY, 1926). Haute-Savoie : Mégève (VILLENEUVE, 1904), Argentière, 1.250-1.300 m., Lognan, 2.032 m. (TIMON-DAVID, 1937), (MUSCHAMP, 1939). Isère : Grande-Chartreuse (VILLENEUVE, 1904, SÉGUY, 1926), Grenoble (VILLENEUVE, 1905b). Alpes-Orientales : 800-2.200 m. (SÉGUY, 1926). Puy-de-Dôme : Mont-Dore (*idem*). Bas-Rhin : Mont National (Obernai) (2). Haut-Rhin : Honeck, 1.200 m. (2).

64. *Hybomitra aterrima auripila* MEIGEN. — Gard : Mont Aigoual (LECLERCQ, 1955a). Pyrénées-Orientales : Mantet (SÉGUY, 1926), col de Jau (LECLERCQ, 1955a). Hautes-Pyrénées : (SÉGUY, 1926). Haute-Garonne : Superbagnères, Luchon (LECLERCQ, 1955a), Bagnères-de-Luchon (1). Ariège : Goulier, Vicdessos, 1.300-1.700 m. (TIMON-DAVID, 1950). Basses-Alpes : Col d'Allos (LECLERCQ, 1955b). Hautes-Alpes : Lautaret (VILLENEUVE, 1905b). Haute-Savoie : (MUSCHAMP, 1939). Isère : Grande-Chartreuse (SÉGUY, 1926). Puy-de-Dôme : Royat (LECLERCQ, 1955a), Mont-Dore (4). Jura : (4).

65. *Hybomitra aterrima lugubris* ZETTERSTEDT. — Basses-Alpes : Col d'Allos (LECLERCQ, 1955a). Hautes-Alpes : (SURCOUF, 1924), St-Véran, Névache (1). Haute-Savoie : (MUSCHAMP, 1939). Isère : Grande-Chartreuse (SURCOUF, 1924). Bas-Rhin : Champ du Feu, Mutsigfelsen (2). Haut-Rhin : Lac Blanc, lac de Soultzeren, 1.054 m., Wasserburg (2).

66. *Hybomitra borealis* MEIGEN. — Hautes-Alpes : Névache (1). Haute-Savoie : Mont Blanc, 1.800-2.300 m. (TIMON-DAVID, 1937). Ardennes : Les Hauts-Buttés (SÉGUY, 1926). Somme : environs d'Amiens (VILLENEUVE, 1905a).

67. *Hybomitra distinguenda* VERRAIL. — Ardennes : Vendresse, Les Hauts-Buttés (SÉGUY, 1926). Meurthe-et-Moselle : Manoncourt-en-Woëvre (*idem*). Haut-Rhin : Honeck, Haut-Frankenthal (2). Vosges : Contrexéville (SÉGUY, 1926). Seine-et-Oise : Lardy, forêt de Carnelle (*idem*), Rambouillet (4). Côtes-du-Nord : Lamballe (SÉGUY, 1926). Eure : Evreux (1), Pont-d'Arche (4). Nord : Saint-Amand (10). Somme : Bois de Quarbigny (LECLERCQ, 1955a).

68. *Hybomitra fulvicornis* MEIGEN. — Ariège : Massat (MIROUSE, 1955). Haute-Savoie : (MUSCHAMP, 1939). Ardennes : Les Hauts-Buttés (SÉGUY, 1926). Bas-Rhin : Strasbourg (2). Haut-Rhin : Lac Blane, Kruth (2). Haute-Saône : Montessaux (7).

69. *Hybomitra harrietae* MUSCHAMP. — Haute-Savoie : (MUSCHAMP, 1939).

70. *Hybomitra lateralis* MEIGEN. — Pyrénées-Orientales : Forêt de Routja (SÉGUY, 1926). Alpes : (SURCOUF, 1924, SÉGUY, 1926). Lot : Gourdon (10). Haute-Marne : St-Dizier, Langres (SÉGUY, 1926), Langres (VILLENEUVE, 1904). Seine-et-Oise : Rambouillet (SURCOUF, 1924, SÉGUY, 1926). Allier : Brout-Vernet (1), Vichy, Les Ramillons (4). Indre : Châteauroux (VILLENEUVE, 1904, SÉGUY, 1926).

71. *Hybomitra lurida* FALLEN. — Landes : St-Sever (SÉGUY, 1926). Savoie : Coise, hameau du Puits (ROMAN, 1949). Haute-Saône : Gray (SÉGUY, 1926). Seine-et-Oise : Rambouillet (1), bois de L'Hau-till (4, COLLART, 1950). Seine-et-Marne : Fontainebleau (*idem*). Somme : (4).

72. *Hybomitra micans* MEIGEN. — Pyrénées-Orientales : Banyuls (7). Haute-Savoie : (MUSCHAMP, 1939). Puy-de-Dôme : La Bourboule, Mont-Dore (VILLENEUVE, 1904), Besse-en-Chandesse, 1.050 m. (LECLERCQ, 1955a). Moselle : Gondrexange (2). Meurthe-et-Moselle : Manoncourt-en-Woëvre (1). Haut-Rhin : Wasserburg, Lac Blanc, Honeck, 1.200 m. (2). Haute-Saône : Gray (1), Montessaux (7). Haute-Marne : Langres (VILLENEUVE, 1904). Seine-et-Oise : Rambouillet (1). Nièvre : Poiseux (LECLERCQ, 1955a). Allier : Vichy (4). Creuse : La Celle-Dunoise (1). Nord : Bois-Lévéque (1, 10). Somme : Montdidier (LECLERCQ, 1955a).

73. *Hybomitra montana* MEIGEN. — Basses-Alpes : Col d'Allos (LECLERCQ, 1955b). Hautes-Alpes : Col du Lautaret, 2.059 m. (*idem* et 4). Haute-Savoie : Argentière, 1.258 m. (TIMON-DAVID, 1937, MUSCHAMP, 1939). Puy-de-Dôme : Mont-Dore (SÉGUY, 1926). Rhône : Lyon (*idem*). Ardennes : Vendresse (*idem*). Meurthe-et-Moselle : Manoncourt-en-Woëvre (*idem*). Bas-Rhin : Nonnenbruck (Wissenburg) (2). Côtes-du-Nord : Lamballe (SÉGUY, 1926).

74. *Hybomitra montana alpicola* MUSCHAMP. — Haute-Savoie : (MUSCHAMP, 1939).

75. *Hybomitra rupium* BRAUER. — Hautes-Pyrénées : Tramesaignes, Rieumajou, Gavarnie (SÉGUY, 1926). Basses-Alpes : Col d'Allos, 2.250 m. (LECLERCQ, 1955b). Haute-Savoie : (MUSCHAMP, 1939). Isère : Chartreuse (4).

76. *Hybomitra solstitialis* SCHINER. — *Bouches-du-Rhône* : La Tour-du-Valat (9). *Tarn-et-Garonne* : Montauban (1). *Hautes-Pyrénées* : (VILLENEUVE, 1904). *Ariège* : Massat (MIROUSE, 1955). *Isère* : Forêt d'Oursière (VILLENEUVE, 1904). *Ardennes* : Vendresse (1). *Meurthe-et-Moselle* : Manoncourt-en-Woëvre (1). *Bas-Rhin* : Forêt de Strasbourg (2). *Seine-et-Oise* : Rambouillet, Lardy, Chaville (1). *Seine-et-Marne* : Nemours (1). *Allier* : St-Rémy, Brout-Vernet (1). *Charente-Maritime* : Ile d'Oléron (4). *Côtes-du-Nord* : Lamballe (1). *Eure* : Evreux, Breteuil (PORTEVIN, 1905). *Somme* : Amiens (VILLENEUVE, 1904), Péronne (10).

77. *Hybomitra tropica* PANZER. — *Bouches-du-Rhône* : Camargue, pont des Ecluses (LECLERCQ, 1955a), Le Sambuc (LECLERCQ, 1955b). *Gard* : Aiguesmortes, Gallician (LECLERCQ, 1955a). *Hérault* : Montpellier, Palavas (HARANT et LECLERCQ, 1955). *Haute-Savoie* : Argentière, 1.250-1.300 m. (TIMON-DAVID, 1937). *Lot* : Catus (LECLERCQ, 1956a). *Dordogne* : Castels, Fleurac, Cap-Blanc, vallée de la Beune (idem). *Ardennes* : Vendresse (SÉGUY, 1926). *Meurthe-et-Moselle* : Manoncourt-en-Woëvre (idem). *Bas-Rhin* : Herrenwald, près Vendenheim (2). *Vosges* : (1). *Seine-et-Oise* : Rambouillet, Janville (1). *Nord* : Le Quesnoy (LECLERCQ, 1955a). *Somme* : Amiens (SÉGUY, 1926).

78. *Hybomitra tropica bisignata* JAENNICKE. — *Haute-Savoie* : (MUSCHAMP, 1939). *Ardennes* : Vendresse (SÉGUY, 1926). *Meurthe-et-Moselle* : Manoncourt-en-Woëvre. *Bas-Rhin* : forêt de Strasbourg (2). *Seine* : commun aux environs de Paris (SURCOUF, 1924). *Seine-et-Oise* : Janville, Lardy, Etrechy, Chaville, forêt de Carnelle (SÉGUY, 1926), Bois-N.-Dame, Marly (1), Rambouillet (LECLERCQ, 1955a). *Marne* : St-Dizier (VILLENEUVE, 1905a). *Allier* : Brout-Vernet (1). *Loiret* : Forêt d'Orléans (1). *Maine-et-Loire* : St-Rémy-la-Varenne (1). *Ille-et-Vilaine* : Châteaugiron (5). *Loire-Atlantique* : Vieillevigne (6). *Eure* : Evreux (PORTEVIN, 1905). *Nord* : Forêt de Raismes, Mormal, St-Amand, Phalempin (8, 10). *Somme* : Ayencourt, Courtemanche, bois de Quarbigny (LECLERCQ, 1955a).

79. *Atylotus agrestis* WIEDEMANN. — *Var* : Pierrefeu (8). *Bouches-du-Rhône* : Camargue (SURCOUF, 1924), Salin-de-Badon, pont des Ecluses, étang de Vaccarès, Beauduc (LECLERCQ, 1955a), Grau-du-Roi (4), étang de Berre (CLOUDSLEY-THOMPSON, 1956), Montmajour-lès-Arles (LECLERCQ, 1956a), La Tour-du-Valat (9). *Gard* : Saint-Geniès-de-Malgoiran (SURCOUF, 1924), Aiguesmortes (LECLERCQ, 1955a). *Hérault* : Lattes (4, SURCOUF, 1924), Montpellier, Marsillargues, Aresquiers, Figuières, Palavas, Beaulieu (HARANT et LECLERCQ, 1955). *Pyrénées-Orientales* : Canet (LECLERCQ, 1956a). *Ille-et-*

Vilaine : St-Servan, bords de la Rance-Maritime (SOLLAUD, 1955). *Loire-Atlantique* : Le Cormier, ♀, VII-1924 (6). *Vendée* : Ile d'Yeu, ♂, 21-VII-1943 (6), Longeville, ♂, 16-VI-1934 (6).

80. *Atylotus fulvus* MEIGEN. — *Alpes-Maritimes* : Gorbio (LECLERCQ, 1955b). *Var* : Pierrefeu (8). *Bouches-du-Rhône* : Marseille (VILLENEUVE, 1904). *Gard* : Mont Aigoual (LECLERCQ, 1955a), Callian (1). *Hérault* : Montpellier (VILLENEUVE, 1904). *Pyrénées-Orientales* : Vernet-les-Bains, Ria (4). *Landes* : Luc (LECLERCQ, 1955a). *Ariège* : Massat (MIROUSE, 1955). *Hautes-Alpes* : Saint-Véran (1). *Haute-Savoie* : (MUSCHAMP, 1939). *Lozère* : Blaymard (1). *Lot* : Gourdon (10). *Dordogne* : Cap-Blanc (LECLERCQ, 1956a). *Saône-et-Loire* : La Salle-sur-la-Mouge (LECLERCQ, 1956a), Les Guerreaux (VILLENEUVE, 1904). *Bas-Rhin* : Bruche (Strasbourg), Wangenbourg (2). *Haute-Saône* : Gray (1). *Haute-Marne* : St-Dizier (VILLENEUVE, 1904). *Seine-et-Oise* : Rambouillet (1). *Allier* : Brout-Vernet (1), Vichy (4). *Creuse* : La Celle-Dunoise (1). *Haute-Vienne* : Limoges (VILLENEUVE, 1904). *Indre-et-Loire* : Richelieu (LECLERCQ, 1955a). *Maine-et-Loire* : St-Rémy-la-Varenne, Marans (1). *Ille-et-Vilaine* : environs de Dinard (SOLLAUD, 1955). *Loire-Atlantique* : Le Cormier, Vieillevigne (6). *Eure* : Pont-Audemer (PORTEVIN, 1905).

81. *Atylotus fulvus rufipes* MEIGEN. — *Alpes-Maritimes* : Nice-Antibes, Théoule (SURCOUF, 1924). *Haute-Garonne* : Pibrac (idem).

82. *Atylotus latistriatus* BRAUER. — *Landes* : Saint-Sever (SÉGUY, 1926). *Morbihan* : Plouharnel (idem).

83. *Atylotus loewianus* VILLENEUVE. — *Var* : Pierrefeu (8). *Bouches-du-Rhône* : Pomègues et Ratonneau, golfe de Marseille (TIMON-DAVID, 1940). *Puy-de-Dôme* : Thiers (1, SURCOUF, 1924). *Saône-et-Loire* : Les Guerreaux (4, SURCOUF, 1924). *Haute-Marne* : Arc-en-Barrois (4). *Seine-et-Oise* : Rambouillet (4). *Haute-Vienne* : Limoges (4).

84. *Atylotus nigrifacies* GOBERT. — *Var* : Cavalière (4). *Gard* : Saint-Geniès (1). *Pyrénées-Orientales* : Banyuls, île Dumet (SÉGUY, 1926), St-Cyprien, Canet (LECLERCQ, 1956a). *Gironde* : Moulleau, début de mai, des imagos sortaient du sable au bord de la mer (RATEAU, 1948). *Charente-Maritime* : Rotan (1). *Morbihan* : Plouharnel (4, VILLENEUVE, 1904), Quiberon (4), Arcachon (1).

85. *Atylotus plebejus* FALLEN. — *Isère* : Dauphiné, Luitel (4). *Vosges* : Gérardmer (SÉGUY, 1926).

86. *Atylotus rusticus* LINNÉ. — *Bouches-du-Rhône* : Villeneuve (LECLERCQ, 1955a). *Gard* : (idem). *Hérault* : Montpellier, Celleneuve, La Vernède, Salasc, Les Arcs (HARANT et LECLERCQ, 1955). *Doubs* :

Sauvagne (VILLENEUVE, 1904). *Côte-d'Or* : Beaume (1), Glanon (7). *Ardennes* : Vendresse (SÉGUY, 1926). *Meurthe-et-Moselle* : Nancy (4). *B.-Rhin* : Saverne (LECLERCQ, 1955a), Gottesheim, Hoerdt (2). *Haute-Saône* : Gray (1). *Haute-Marne* : Saint-Dizier (VILLENEUVE, 1904), Prauthoy (LECLERCQ, 1955a). *Aube* : Marnay (1). *Yonne* : Auxerre (1). *Maine-et-Loire* : Torfou (6). *Loire-Atlantique* : Vieille-vigne, Le Cormier (6). *Pas-de-Calais* : Lille (VILLENEUVE, 1904).

Il nous a paru intéressant de faire le bilan des espèces trouvées dans chaque département, ce qui permet de juger les régions qui méritent de nouvelles explorations. Nous signalons ci-après, pour chaque département, le numéro des espèces trouvées d'après la liste précédente :

1. **Alpes-Maritimes.** — 17 espèces et 2 variétés : 2, 19, 21, 23, 25, 28, 34, 36, 39, 40, 42, 44, 48, 49, 51, 53, 59, 80, 81.
2. **Var.** — 36 espèces et 4 variétés : 1, 2, 3, 4, 6, 7, 8, 9, 18, 19, 20, 21, 22, 23, 24, 28, 29, 30, 31, 34, 35, 36, 39, 40, 41, 43, 44, 45, 48, 49; 50; 51, 52, 53, 55, 58, 59, 60, 79, 84.
3. **Bouches-du-Rhône.** — 29 espèces et 3 variétés : 1, 3, 7, 11, 18, 24, 25, 26, 28, 29, 30, 31, 34, 35, 40, 41, 43, 44, 45, 46, 48, 49, 50, 52; 55; 59, 76, 77, 79, 80, 83, 85.
4. **Vaucluse.** — 8 espèces : 2, 30, 31, 34, 35, 45, 48, 58.
5. **Gard.** — 25 espèces et 2 variétés : 2, 7, 8, 17, 20, 21, 25, 29, 30, 31, 36, 40, 42, 43, 48, 49, 52, 54, 55, 59, 60, 64, 77, 79, 80, 84, 85.
6. **Hérault.** — 22 espèces et 1 variété : 2, 6, 17, 18, 19, 21, 25, 29, 30, 31, 35, 36, 44, 45, 46, 48, 49, 55, 59, 77, 79, 80, 85.
7. **Tarn.** — Aucune information.
8. **Aude.** — 7 espèces et 1 variété : 2, 5, 9, 23, 34, 35, 44, 53.
9. **Pyrénées-Orientales.** — 31 espèces et 5 variétés : 2, 5, 6, 7, 9, 11, 17, 18, 19, 21, 22, 25, 26, 28, 29, 30, 31, 34, 36, 40, 41, 44, 45, 47; 48; 49, 51, 52, 53, 55, 64, 70, 72, 79, 80, 84.
10. **Basses-Pyrénées.** — 1 espèce : 30.
11. **Landes.** — 14 espèces : 1, 2, 4, 8, 9, 14, 15, 21, 41, 47, 49, 71, 80, 82.
12. **Lot-et-Garonne.** — Aucune information.
13. **Gers.** — Aucune information.
14. **Tarn-et-Garonne.** — 2 espèces : 44, 76.
15. **Gironde.** — 8 espèces : 30, 31, 40, 41, 48, 49, 56, 84.
16. **Hautes-Pyrénées.** — 12 espèces et 3 variétés : 4, 7, 15, 23, 25, 34, 36, 40, 45, 48, 63, 64, 75, 76.
17. **Haute-Garonne.** — 5 espèces et 2 variétés : 25, 28, 31, 36, 60, 64, 81.
18. **Ariège.** — 13 espèces et 1 variété : 6, 11, 25, 28, 29, 30, 36, 45, 48, 63, 64, 68, 76, 80.

19. **Basses-Alpes.** — 18 espèces et 2 variétés : 2, 5, 21, 25, 28, 29, 31, 34, 36, 50, 52, 53, 56, 59, 60, 63, 64, 65, 73, 75.

20. **Hautes-Alpes.** — 17 espèces et 5 variétés : 19, 21, 22, 23, 25, 26, 28, 31, 34, 40, 41, 47, 49, 53, 56, 60, 63, 64, 65, 66, 73, 80.

21. **Savoie.** — 4 espèces : 6, 52, 63, 71.

22. **Haute-Savoie.** — 23 espèces et 9 variétés : 4, 11, 25, 28, 30, 31, 32, 33, 35, 36, 37, 38, 47, 48, 52, 56, 57, 60, 61, 63, 64, 65, 66, 68; 69; 72, 73, 74, 75, 77, 78, 80.

23. **Isère.** — 20 espèces et 2 variétés : 4, 6, 11, 20, 21, 28, 31, 34, 36, 41, 44, 47, 49, 50, 59, 60, 63, 64, 65, 75, 76, 85.

24. **Cantal.** — 4 espèces : 6, 25, 41, 48.

25. **Aveyron.** — 2 espèces : 47, 49.

26. **Lozère.** — 4 espèces : 2, 59, 60, 80.

27. **Haute-Loire.** — Aucune information.

28. **Loire.** — 20.

29. **Puy-de-Dôme.** — 15 espèces et 4 variétés : 16, 19, 22, 23, 25, 26, 28, 36, 40, 41, 47, 48, 49, 60, 63, 64, 72, 73, 83.

30. **Corrèze.** — 28.

31. **Lot.** — 12 espèces : 21, 28, 30, 31, 34, 39, 41, 49, 52, 53, 63, 70.

32. **Dordogne.** — 15 espèces et 2 variétés : 6, 7, 11, 12, 21, 25, 31, 36, 39, 41, 45, 48, 49, 52, 53, 77, 80.

33. **Ain.** — 2 espèces : 4, 35.

34. **Jura.** — 3 espèces et 1 variété : 25, 24, 47, 64.

35. **Doubs.** — 2 espèces : 36, 85.

36. **Drôme.** — 7 espèces et 1 variété : 2, 21, 23, 34, 43, 49, 50, 60.

37. **Ardèche.** — 2 espèces : 2, 44.

38. **Rhône.** — 15 espèces : 1, 2, 4, 5, 10, 34, 35, 40, 41, 45, 50, 53, 55, 56, 73.

39. **Saône-et-Loire.** — 4 espèces : 30, 50, 80, 83.

40. **Côte-d'Or.** — 13 espèces et 1 variété : 7, 15, 20, 25, 27, 28, 31, 35, 36, 40, 48, 49, 60, 85.

41. **Ardennes.** — 21 espèces et 1 variété : 6, 11, 14, 21, 25, 27, 28, 30, 31, 34, 36, 41, 48, 52, 66, 67, 68, 73, 76, 77, 78, 85.

42. **Meuse.** — Aucune information.

43. **Moselle.** — 6 espèces : 4, 6, 14, 21, 30, 72.

44. **Meurthe-et-Moselle.** — 18 espèces et 1 variété : 8, 9, 11, 25, 27, 28, 30, 31, 39, 41, 49, 60, 67, 72, 73, 76, 77, 78, 85.

45. **Bas-Rhin.** — 20 espèces et 2 variétés : 6, 11, 14, 21, 25, 27, 29, 30, 31, 36, 41, 48, 63, 65, 67, 68, 73, 76, 77, 78, 80, 85.

46. **Haut-Rhin.** — 11 espèces et 1 variété : 6, 25, 30, 31, 34, 36, 41, 48, 63, 65, 68, 72.

47. **Vosges.** — 6 espèces et 1 variété : 6, 7, 31, 48, 67, 77, 85.

48. **Haute-Saône.** — 14 espèces : 6, 27, 30, 31, 40, 41, 47, 48, 49, 68, 71, 72, 80, 85.

49. **Haute-Marne.** — 11 espèces : 6, 28, 30, 31, 34, 60, 70, 72, 80, 83, 85.

50. **Seine.** — 4 espèces et 1 variété : 6, 15, 17, 29, 79.

51. **Seine-et-Oise.** — 28 espèces et 3 variétés : 6, 7, 11, 14, 15, 21, 22, 23, 25, 27, 28, 29, 30, 31, 36, 41, 47, 48, 49, 52, 56, 59, 60, 67, 70; 71, 72, 76, 77, 80, 83.

52. **Seine-et-Marne.** — 17 espèces et 4 variétés : 2, 6, 11, 19, 20, 21, 22, 23, 25, 29, 30, 31, 36, 37, 40, 48, 49, 56, 71, 76, 78.

53. **Marne.** — 5 espèces et 1 variété : 28, 30, 48, 52, 60, 78.

54. **Aube.** — 4 espèces : 28, 39, 52, 85.

55. **Yonne.** — 7 espèces : 17, 21, 25, 27, 31, 56, 85.

56. **Nièvre.** — 11, 21, 25, 31, 48, 49.

57. **Allier.** — 21 espèces et 2 variétés : 6, 7, 9, 10, 14, 15, 21, 25, 27, 29, 30, 31, 36, 41, 49, 52, 56, 60, 70, 72, 76, 78, 80.

58. **Creuse.** — 7 espèces et 1 variété : 6, 19, 21, 22, 25, 41, 72, 80.

59. **Haute-Vienne.** — 4 espèces : 31, 48, 80, 83.

60. **Charente.** — 3 espèces et 1 variété : 2, 23, 31, 44.

61. **Vienne.** — Aucune information.

62. **Indre-et-Loire.** — 5 espèces : 10, 30, 44, 49, 80.

63. **Indre.** — 3 espèces : 40, 47, 70.

64. **Cher.** — Aucune information.

65. **Loiret.** — 3 espèces et 1 variété : 25, 30, 41, 78.

66. **Loir-et-Cher.** — Aucune information.

67. **Eure-et-Loir.** — Aucune information.

68. **Oise.** — 6 espèces : 11, 12, 25, 36, 41, 48.

69. **Aisne.** — 6 espèces et 1 variété : 6, 11, 21, 23, 25, 31, 60.

70. **Charente-Maritime.** — 5 espèces : 2, 21, 40, 76, 84.

71. **Deux-Sèvres.** — Aucune information.

72. **Maine-et-Loire.** — 17 espèces et 1 variété : 6, 10, 15, 20, 21, 25, 27, 29, 30, 31, 40, 41, 44, 45, 49, 78, 80, 86.

73. **Sarthe.** — 25.

74. **Mayenne.** — 2 espèces et une variété : 23, 29, 56.

75. **Ille-et-Vilaine.** — 4 espèces et 1 variété : 21, 29, 78, 79, 80.

76. **Côtes-du-Nord.** — 13 espèces : 6, 11, 17, 21, 25, 29, 31, 40, 47, 67, 73, 76.

77. **Finistère.** — Aucune information.

78. **Morbihan.** — 6 espèces : 21, 25, 29, 40, 82, 84.

79. **Loire-Atlantique.** — 14 espèces et 1 variété : 6, 14, 20, 21, 25, 30, 31, 40, 41, 47, 56, 78, 79, 80, 85.

80. **Vendée.** — 6 espèces : 11, 25, 27, 40, 48, 79.

81. **Manche.** — Aucune information.

82. **Calvados.** — Aucune information.

83. **Orne.** — 3 espèces : 11, 15, 41.

84. **Eure.** — 10 espèces et 2 variétés : 15, 21, 22, 29, 30, 41, 59, 60, 67, 76, 78, 80.

85. **Seine-Maritime.** — 7 espèces : 20, 21, 29, 31, 41, 59, 60.

86. **Nord.** — 14 espèces et 1 variété : 6, 14, 15, 21, 25, 29, 30, 31, 39, 41, 45, 67, 72, 77, 78.

87. **Pas-de-Calais.** — 3 espèces : 27, 31, 85.

88. **Somme.** — 14 espèces et 2 variétés : 6, 22, 25, 28, 29, 31, 45, 48, 60, 66, 67, 71, 72, 76, 77, 78.

**B. — Distribution des espèces françaises
dans les différentes régions naturelles de France
et dans les autres pays de la région paléarctique**

L'étude de la répartition des TABANIDÆ de France est assez ardue, car il s'agit d'un territoire étendu et très complexe. Nous avons classé les départements suivant un mode forcément schématique, mais qui permet une vue synoptique et semble tenir compte d'une façon suffisante de la diversité des paysages français. Ce regroupement a été effectué comme suit :

1. *Midi méditerranéen.* — Alpes-Maritimes, Var, Bouches-du-Rhône, Vaucluse, Gard, Hérault, Tarn, Aude, Pyrénées-Orientales, 52 espèces et 7 variétés.
2. *Midi océanique.* — Basses-Pyrénées, Landes, Lot-et-Garonne, Gers, Tarn-et-Garonne, Gironde. 31 espèces et 2 variétés.
3. *France pyrénéenne.* — Hautes-Pyrénées, Haute-Garonne, Ariège. 33 espèces et 5 variétés.
4. *France alpestre.* — Basses-Alpes, Hautes-Alpes, Savoie, Haute-Savoie, Isère. 42 espèces et 12 variétés.
5. *Massif Central.* — Cantal, Aveyron, Lozère, Haute-Loire, Loire, Puy-de-Dôme, Corrèze, Lot, Dordogne. 32 espèces et 3 variétés.
6. *Jura.* — Ain, Jura, Doubs. 10 espèces.
7. *Couloir Rhône-Saône.* — Drôme, Ardèche, Rhône, Saône-et-Loire, Côte-d'Or. 36 espèces et 1 variété.
8. *France Nord-Est : Ardennes, Vosges, Alsace-Lorraine.* — Ardennes, Meuse, Moselle, Meurthe-et-Moselle, Bas-Rhin, Haut-Rhin, Vosges, Haute-Saône, Haute-Marne. 31 espèces et 2 variétés.

9. *Bassin parisien et collines-plaines du centre France*. — Seine, Seine-et-Oise, Seine-et-Marne, Marne, Aube, Yonne, Nièvre, Allier, Creuse, Haute-Vienne, Charente, Vienne, Indre-et-Loire, Cher, Loiret, Loir-et-Cher, Eure-et-Loir, Oise, Aisne. 38 espèces et 5 variétés.

10. *Bretagne, Normandie, Anjou, Poitou*. — Charente-Maritime, Deux-Sèvres, Maine-et-Loire, Sarthe, Mayenne, Ille-et-Vilaine, Côtes-du-Nord, Finistère, Morbihan, Loire-Atlantique, Vendée, Manche, Calvados, Orne, Eure, Seine-Maritime. 31 espèces et 2 variétés.

11. *France du nord*. — Nord, Pas-de-Calais, Somme. 22 espèces et 2 variétés.

12. *Corse*. — 18 espèces.

Il m'a paru pratique de constituer un tableau synoptique, présentant les grands traits de la répartition des espèces françaises, d'une part en France, et d'autre part dans les autres pays de la région paléarctique (1). On regrettera dans ce tableau l'absence de documentation sur la péninsule ibérique. Les sources de documentation de ce tableau sont les suivantes :

13. *Afrique du Nord* : J. SURCOUF, 1924, O. KRÖBER, 1925, 1938, H. EF-FLATOUM, 1930, M. LECLERCQ, 1957a. — 14. *Asie Mineure* : J. SURCOUF, 1924, O. KRÖBER, 1925, 1938, M. LECLERCQ, 1957a. — 15. *U.R.S.S.* : N. OLSU-FIEV, 1937. — 16-17. *Bulgarie, Grèce* : R. SHANNON et J. HADJINICOLAOU, 1936. — 18-19. *Italie méridionale, Italie septentrionale* : G. GHIDINI, 1937, PICCIOLI-MARINO, 1949, M. LECLERCQ, 1956b. — 20-21. *Suisse plaines, Suisse montagnes* : G. BOUVIER, 1945. — 22. *Europe centrale, Autriche* : O. KRÖBER, 1925, 1938, P. TROJAN, 1955, M. LECLERCQ, 1957b. — 23. *Tchécoslovaquie* : J. MOUCHA et M. CHVALA, 1955-1956. — 24. *Belgique* : M. LECLERCQ, 1951-1952. — 25. *Hollande* : J. DE MEIJERE, 1939, 1944. — 26-27. *Angleterre, Ecosse* : F. EDWARDS, H. OLDROYD et J. SMART, 1939, E. GOFFE, 1930, et *in litteris* 4-3-1951. — 28. *Suède méridionale* : H. KAURI, *in litteris*, 21-3-1951. — 29. *Finlande* : R. FREY, 1941. — 30. *Laponie* : H. KAURI, *in litteris*, 21-3-1951.

C. — Discussion

En examinant attentivement le tableau, on constate qu'on peut grouper les distributions des TABANIDAE français en plusieurs catégories :

1° Espèces ubiquistes en France et dans la région paléarctique occidentale et existant en Afrique du Nord : *Haematopota pluvialis*, *Tabanus bromius*, *Tabanus bovinus*, *Tabanus cordiger*, *Atylotus fulvus*, *Haematopota crassicornis*.

(1) Voir ce tableau synoptique à la fin de l'article.

2° Espèces ubiquistes ou sububiquistes en France et dans le reste de l'Europe continentale, mais manquant en Afrique du Nord et tendant à se raréfier dans la région européenne de climat méditerranéen : *Chrysops caecutiens*, *Tabanus maculicornis*, *Chrysops relictus*, *Atylotus plebejus*, *Hybomitra fulvicornis*, *Chrysops sepulchralis*, *Hybomitra lurida*, *Hybomitra montana*.

3° Espèces de montagnes et basses montagnes d'Europe, mais manquant dans les districts atlantiques, « boréo-alpines » au sens large du mot : *Hybomitra borealis*, *Hybomitra aterrima*, *Hybomitra aterrima auripila*, *Hybomitra aterrima lugubris*.

4° Espèces répandues en Europe et en Afrique du Nord, mais tendant à se raréfier quand on remonte en altitude ou en latitude, espèces relativement thermophiles : *Tabanus autumnalis*, *Chrysops pictus*, *Haematopota italica*, *Atylotus rusticus*, *Haematopota bigoti*, *Atylotus nigrifacies*.

5° a) Espèces répandues en Europe, mais tendant à se raréfier dans le bassin méditerranéen, et manquant en Afrique du Nord et en Laponie, espèces continentales caractéristiques de l'Europe moyenne, relativement thermophiles : *Tabanus glaucopis*, *Tabanus sudeticus*, *Hybomitra micans*, *Hybomitra solstitialis*, *Hybomitra tropica*, *Hybomitra tropica bisignata*, *Hybomitra distinguenda*, *Tabanus miki*.

b) Espèces répandues en Europe, mais tendant à se raréfier dans le bassin méditerranéen, et manquant en Afrique du Nord et en Laponie, espèces caractéristiques des plaines continentales de l'Europe moyenne : *Chrysops rufipes*, *Heptatomia pellucens*.

6° Espèces à distribution discontinue en France et en Europe moyenne, manquant en Afrique du Nord, et se raréfiant considérablement dans les régions de climat atlantique ; il s'agit d'espèces surtout montagnardes, mais beaucoup plus thermophiles que les « boréo-alpines » du 3° : *Tabanus apricus*, *Therioplectes quatuornotatus*, *Therioplectes gigas*, *Tabanus spodopterus*, *Tabanus tergestinus*, *Silvius vituli*, *Nemorius vitripennis*, *Chrysops parallelogrammus*, *Haematopota grandis*, *Haematopota pluvialis hispanica*, *Hybomitra rupium*, *Tabanus graculus*, *Hybomitra lateralis*.

7° Espèces circumméditerranéennes, existant en Afrique du Nord, dont la distribution est plus ou moins irradiée dans certaines plaines et bassins et certaines montagnes de l'Europe centrale : *Haematopota italica variegata*, *Chrysops flavipes*, *Chrysops punctifer*, *Tabanus unifasciatus*, *Dasyrhamphis ater*, *Therioplectes bifarius*, *Pangonius haustellatus*, *Pangonius micans*, *Pangonius pro-*

boscideus, *Chrysops italicus*, *Tabanus bromius flavofemoratus*, *Tabanus intermedius*, *Tabanus regularis*, *Tabanus spectabilis*, *Dasyrhamphis anthracinus*, *Therioplectes lunatus*, *Therioplectes nemoralis*, *Therioplectes tomentosus*. Les deux espèces suivantes sont aussi connues en dehors de la zone paléarctique : *Atylotus agrestis* a une large distribution dans la région éthiopienne, et existe en outre jusque bien loin dans la région orientale : îles Maurice et Réunion (H. OLDROYD, 1954) ; *Atylotus loewianus* a été signalée également au Kenya (E. SÉGUY, 1938).

8° Espèces méditerranéennes, mais manquant en Afrique du Nord et se raréfiant en Europe centrale : *Haematopota italica nigricornis*, *Atylotus latistriatus*, *Chrysops caecutiens meridionalis*, *Haematopota bigoti monspelliensis*, *Tabanus exclusus*, *Tabanus glaucopis cognatus*, *Tabanus paradoxus*, *Tabanus rectus*, *Therioplectes erberi*, *Atylotus fulvus rufipes*, *Haematopota lambi*, *Therioplectes expollicatus*, cette dernière espèce est probablement liée aux littoraux sablonneux (M. LECLERCQ, 1956a).

9° Espèces localisées, apparemment caractéristiques des Alpes : *Therioplectes louei*, *Tabanus bromius simplex*, *Tabanus glaucopis rubra*, *Hybomitra harrietae*, *Hybomitra montana alpicola*, *Therioplectes quatuornotatus cherbottae*, *Tabanus bromius nigricans*.

La France est donc peuplée d'éléments très variés, parmi lesquels on trouve à la fois des formes transpaléarctiques, des formes dont l'optimum paraît se trouver dans les régions steppiques ou montagnardes de climat froid, des formes plus thermophiles de plusieurs types, y compris des éléments caractéristiques des parties chaudes de l'ancien monde, et même de la région éthiopienne et de la région orientale !

On peut donc supposer que la France a reçu ses lignées de TABANIDAE de centres de dispersion fort différents. Des progrès dans l'exploration des faunes exotiques et dans l'analyse phylogénique des TABANIDAE permettront sans doute à l'avenir de reconstituer la genèse du peuplement de la France.

BIBLIOGRAPHIE

BÉQUAERT (J.), 1930. — *Report of the Harvard-African Expedition upon the African Republic of Liberia and the Belgian Congo, Tabanidae*, pp. 858-971.

BOUVIER (G.), 1945. — Les Tabanides de la Suisse. *Bull. Soc. Entom. Suisse*, XIX, pp. 409-466.

CLOUDSLEY-THOMPSON (J. L.), 1956. — *Proc. Roy. Entom. Soc. London*, 21, pp. 43-44.

COLLART (A.), 1950. — Notules diptérologiques, II. *Bull. Inst. Roy. Sc. Nat. Belg.*, XXVI, 46, 8 p.

DE MEIJERE (J. C. H.), 1939. — Naamlijst van Nederlandsche Diptera afgesloten 1 April 1939. *Tijdschr. v. Entom.*, 82, pp. 137-174, et 1944, 87, pp. 1-25.

EDWARDS (F. W.), OLDROYD (H.) et SMART (J.), 1939. — *British Bloodsucking Flies*. London, British Museum, 156 p.

EFFLATOUM (H. C.), 1930. — A Monograph of Egyptian Diptera, III, *Tabanidae*. *Mém. Soc. Roy. Entom. Egypte*, 4, 114 p.

FREY (R.), 1941. — *Enumeratio Insectorum fenniae*, VI, *Diptera*. *Helsingfors Entom. Bytesförening*, pp. 1-63.

GHIDINI (G. M.), 1937. — Tavole per la Determinazione dei Tabanidi d'Italia. *Mem. Soc. Entom. Italiana*, XV, pp. 129-175.

GOFFE (E. R.), 1930. — British *Tabanidae (Diptera)*. *Trans. Entom. Soc. South. England*, 6, pp. 43-114.

HARANT (H.) et LECLERCQ (M.), 1955. — Tabanides (Dipt.) de France, II, Récoltes du département de l'Hérault. *Bull. Mens. Soc. Linnéenne Lyon*, 24, pp. 5-6.

KRÖBER (O.), 1925. — *Tabanidae in Lindner « Die Fliegen der palaearktischen Region »*. Stuttgart, Schweizerbart, 19, 146 p.

— 1938. — Katalog der palaearktischen Tabaniden nebst Bestimmungstabellen und Zusätzen zu einzelnen Arten sowie Neubeschreibungen. *Acta Inst. et Musei Zoologici Universitatis Atheniensis*, II, pp. 57-245.

LECLERCQ (M.), 1951. — Notes sur la Faune des Hautes-Fagnes en Belgique, XX, *Diptera Tabanidae*. *Bull. Ann. Soc. Entom. Belg.*, 87, pp. 78-81.

— 1952. — Introduction à l'étude des Tabanides et révision des espèces de Belgique. *Mém. Inst. Roy. Sc. Nat. Belg.*, 123, 80 p.

— 1955 a. — Tabanidae (Dipt.) de France, I. *Bull. Ann. Soc. Entom. Belg.*, 91, pp. 76-83.

— 1955 b. — Tabanidae (Dipt.) de France, III. *Bull. Mens. Soc. Linnéenne Lyon*, 24, pp. 248-250.

— 1956 a. — Tabanidae (Dipt.) de France, IV. *Bull. Ann. Soc. Roy. Entom. Belg.*, 92, pp. 328-337.

— 1956 b. — Tabanidae (Dipt.) d'Italie, I, Récoltes de Sicile, *Therioplectes mariannii* nova species. *Bull. Inst. Roy. Sc. Nat. Belg.*, XXXII, 58, 6 p.

— 1957 a. — Tabanidae (Dipt.) paléarctiques et africains, I. *Verhandl. Naturforschenden Gesellschaft*, 68, pp. 65-67.

— 1957 b. — Tabanidae (Dipt.) paléarctiques et africains, II. *Bull. Ann. Soc. Roy. Entom. Belg.*, 93, pp. 161-167.

MACKERRAS (I. M.), 1954. — Classification and Distribution of Tabanidae (Diptera). *Austr. Jl. Zool.*, 2, pp. 431-454.

- 1955 a. — *Idem*, II. *Ibid.*, 3, pp. 439-511.
- 1956 b. — *Idem*, III. *Ibid.*, 3, pp. 583-633.
- MIROUSE (R.), 1955. — Quelques Tabanides des Pyrénées ariégeoises. Essai sur leur répartition en altitude. *L'Entomologiste*, XI, 4, pp. 98-100.
- MOUCHA (J.) et CHVALA (M.), 1955. — Revision der Tabaniden (Diptera) der Tschechoslowakei, I, *Chrysopinae. Folia Zoologica et Entomologica*, IV (XVIII), pp. 227-238.
- 1956. — *Idem*, II, *Haematopotinae. Ibid.*, V (XIX), pp. 259-270.
- 1956. — A contribution to the knowledge of Horse-flies (Dipt. Tabanidae) in Slovakia. *Acta Faunistica Entomologica Musei Nationalis Pragae*, I, pp. 141-146.
- 1956. — Revision der Tabaniden (Diptera) aus Ant. Vimmers Sammlung. *Prirodovedecky Sbornik Ostavskeho Kraje*, XVII, pp. 147-151.
- 1956. — Revision der Bremsen (Dipt. Tabanidae) aus der Sammlung des Mährischen Museum. *Acta Musei Moraviae*, XLI, pp. 87-92.
- MUSCHAMP (P. A. H.), 1939. — Gadflies in the Savoy's Alps 1938. *Ent. Rec. London*, pp. 49-55, 1 pl.
- OLDRYD (H.), 1954. — *Horseflies of Ethiopian Region*, II. London, British Museum, 341 p.
- OLSUFIEV (N. G.), 1937. — Faune de l'U.R.S.S. Insectes Diptères, II, 2, *Tabanidae*. Moscou et Léningrad, Acad. Sc. U.R.S.S., 433 p.
- PHILIP (C. P.), 1948. — Notes on Egyptian Tabanidae with comment on certain supraspecific Categories of old World Tabanidae. *Bull. Soc. Fouad*, I Entom., XXXII, pp. 77-88.
- PICCIOLI MARINO (M. T.), 1949. — La Distribuzione geographica dei *Chrysops* s.l. (Diptera Tabanidae), in Italia e Regioni contermini apunti Biologici. *Redia*, XXXIV, pp. 313-337.
- PORTEVIN (G.), 1905. — Contribution au Catalogue des Diptères de Normandie. *Feuille des Jeunes Naturalistes*, IV, 411, pp. 40-43.
- RATEAU (J.), 1948. — Sur la Nymphe du *Dasystypia (Ochrops) nigrifacies*, Gobert. *L'Entomologiste*, 4, pp. 209-210, 1 fig.
- ROMAN (E.), 1934. — Observations faunistiques sur la région de Crémieu (Isère) à l'occasion de l'excursion entomologique du dimanche 28 mai 1933. *Ann. Soc. Linnéenne Lyon*, LXXVIII, p. 41-54.
- 1949. — Distribution géographique de quelques Tabanides dans le Sud-Est de la France. *Bull. Mens. Soc. Linnéenne Lyon*, 18, pp. 121-122.
- 1950. — Principaux Insectes capturés au cours des excursions de la Linéenne en 1949. *Ibid.*, 19, p. 109.
- SÉGUY (E.), 1926. — *Faune de France*, XII, Paris, Lechevalier édit., pp. 119-157.
- 1938. — *Miss. Sc. de l'Omo*, p. 332.
- SHANNON (R. C.) et HADJINICOLAOU (J.), 1936. — List of Tabanidae (Dipt.) of Greece. *Acta Inst. et Musei Zoologici Universitatis Atheniensis*, I, pp. 160-172.
- SOLLAUD (E.), 1955. — Quelques observations faites en 1954 sur la Faune de la Région de Dinard. *Bull. Lab. Marit. Dinard*, XLI, pp. 34-35.
- SURCOUF (J.), 1924. — *Les Tabanides de France et des Pays limitrophes*, Paris, Lechevalier édit., 261 p.
- TIMON-DAVID (J.), 1936-1937. — Une excursion diptérologique à la Saine Baume. *Bull. Soc. Linnéenne Provence*, X et XI, pp. 30-33.
- 1937. — Recherches sur le peuplement des hautes montagnes. Diptères de la vallée de Chamonix et du massif du Mont Blanc. *Ann. Fac. Sc. Marseille*, X, 1, 54 p.

- 1940. — Observations sur la faune diptérologique des îles du golfe de Marseille. *Mém. Soc. Biogéographie*, VII, pp. 355-361.
- 1950. — Diptères des Pyrénées ariégeoises. Notes écologiques et biogéographiques. *Bull. Soc. Hist. Toulouse*, 85, pp. 11-25.
- TROJAN (P.), 1955. — *Tabanidae of the surrounding of Warszawa (Diptera). Fragmenta Faunistica*, VII, pp. 199-207.
- VAN GRAVER (F.) et TIMON-DAVID (J.), 1929. — Observations sur la faune diptérologique du Haut-Queyras. Etude de Biogéographie alpine. *Ann. Fac. Sc. Marseille*, 2^e série, IV, 1.
- VILLENEUVE (J.), 1904. — Contribution au catalogue des Diptères de France, *Tabanidae. Feuille des Jeunes Naturalistes*, IV, 406, pp. 225-228.
- 1905 a. — *Idem. Ibid.*, IV, 412, pp. 58-61.
- 1905 b. — Coup d'œil sur la faune diptérologique des Alpes françaises. *Ann. Université Grenoble*, XVII, pp. 5-14.
- 1920. — Sur *Ochrops (Atylotus) fulvus* Meigen. *Ann. Soc. Entom. Belg.*, 60, pp. 65-66.
- 1921. — Description de Diptères nouveaux (*Haematopota bigoti monspelliensis* et *H. lambi*). *Ibid.*, 61, p. 157.

Beyne-Heusay-Lg. (Belgique)

Tabanidae français, classés suivant leur localisation en France et dans les autres pays de la région paléarctique.

Tabanidae français, classés suivant leur localisation en France et dans les autres pays de la région paléarctique.

Tabanidae français, classés suivant leur localisation en France et dans les autres pays de la région paléarctique.

DEUX CAS DE GYNANDROMORPHISME CHEZ *CULEX AUTOGENICUS* ROUBAUD

Par S. GHELELOVITCH

Les individus présentant un mélange de caractères mâles et femelles ont été signalés à plusieurs reprises chez les Culicidés. Dans une revue d'ensemble, consacrée à la génétique des moustiques, Kitzmiller (1953) a dénombré 34 cas d'hermaphroditisme.

Parmi les hermaphrodites décrits, 5 appartiennent à l'espèce *C. autogenicus* : un a été rapporté par Weyer (1938), un par Marshall (1938) et trois par Gilchrist et Haldane (1947).

Rings (1946) ne relève que 4 cas d'hermaphroditisme parmi les 1.644.050 moustiques appartenant aux différentes espèces, capturés et examinés aux Etats-Unis à la Fourth Service Command Medical Laboratory. Cette anomalie doit donc être très rare dans les conditions naturelles. Il semble, cependant, que dans les élevages de *C. autogenicus* les gynandromorphes se rencontrent beaucoup plus fréquemment : Gilchrist et Haldane (*loc. cit.*) en ont trouvé deux au cours d'une étude génétique portant sur 9.905 individus.

Les renseignements bibliographiques sur les hermaphrodites des Culicidés concernent surtout leur morphologie externe. L'aspect des glandes génitales a été noté par Gilchrist et Haldane chez trois *C. autogenicus* anormaux. L'un de leurs spécimens possédait deux ovaires, l'autre deux testicules, et le troisième un ovaire et un testicule. Tous les trois n'avaient que deux spermathèques (au lieu de trois chez les femelles normales).

L'étude histologique des gonades ne semble avoir été faite que par v. d. Brelje (1923). Dans le cas de l'*Aëdes punctor*, étudié par cet auteur, la glande génitale gauche ne contenait que des spermatozoïdes mûrs, la glande génitale droite contenait, à côté des spermatozoïdes, 14 ovarioles.

Le comportement trophique des hermaphrodites n'a été noté que par Edwards (1917).

Cet auteur rapporte que quatre *Aëdes puncto*, apparemment mâles, essayèrent de le piquer dans la nature. Trois de ces individus, capturés et examinés de près, se révélèrent comme hermaphrodites : un d'entre-eux possédait des genitalia mâles et deux des genitalia femelles ; leurs têtes présentaient un mélange de caractères mâles et femelles.

Au cours de mes élevages de *C. autogenicus*, j'ai rencontré des gynandromorphes à deux reprises, et j'ai pu faire quelques observations sur le comportement trophique et le comportement sexuel de l'un d'entre eux. J'ai pu également étudier la structure histologique de ses gonades. La description de ces deux individus fait l'objet de la présente note.

Description morphologique

Gynandromorphe A : Cet individu a été trouvé mort en 1950. Il appartenait à une souche maintenue au laboratoire depuis plusieurs mois.

Sa tête (torus et flagelles des antennes, palpes et pièces buccales) était celle d'une femelle. L'une de ses pattes antérieures était typiquement mâle, l'autre était perdue et n'a pas pu être examinée. Les deux pattes de la deuxième paire, du type mâle également.

Genitalia externes : mâles, normalement constitués, pas de spermathèques.

Gynandromorphe B (fig. 1) : Provenait de la ponte déposée au laboratoire par une femelle, capturée gorgée et fécondée à Issy-les-Moulineaux (Seine) en 1955. Eclos le 12 octobre, cet individu présentait les caractères suivants :

Antenne gauche : Torus et flagelle ♂.

Antenne droite : Torus ♂, flagelle ♂, mais avec la pilosité moins développée que chez un mâle normal.

Palpe gauche : ♀.

Palpe droit : ♂.

Pièces buccales : N'ont pas pu être examinées.

Aile gauche : De 10 % plus courte que la droite.

Patte I gauche : ♀.

Patte I droite : ♂.

Patte II gauche : ♀.

Patte II droite : ♂.

Genitalia : Femelles.

Spermathèques : Trois.

Comportement

Seul le comportement du gynandromorphe B a pu être étudié.

Le 13 octobre, le lendemain de son éclosion, celui-ci a été placé dans une cage Roubaud, ensemble avec un ♂ normal de la même espèce.

Trois tentatives successives (le 15, le 17 et le 18 octobre) de faire gorger l'insecte sur le bras ont échoué. Il a toujours refusé de piquer, et est mort le 19.

Examинées *post-mortem*, ses spermathèques ne contenaient pas de spermatozoïdes.



FIG. 1. — Tête
du gynandromorphe B

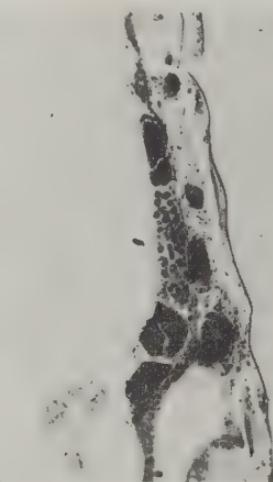


FIG. 2. — Glande génitale droite
du gynandromorphe B

Histologie des gonades

En raison de son mauvais état de conservation, le gynandromorphe A n'a pas pu être soumis à une étude histologique.

L'abdomen du gynandromorphe B a été fixé dans le liquide de Dubosq-Brasil, inclus dans la paraffine, et débité en coupes sériées de 7 μ d'épaisseur.

Sur les préparations colorées à l'hématoxyline ferrique de Régaud et à l'éosine, les deux gonades apparaissent comme peu développées.

La glande génitale gauche a l'aspect d'un ovaire normal, dont le stade de développement correspond à celui de l'ovaire d'une femelle de *C. autogenicus* nouvellement éclosé.

La glande génitale droite (fig. 2) est hermaphrodite : sa partie femelle se trouve au même stade de développement que la glande gauche, sa partie mâle ne contient que des spermatogonies.

On constate la présence de nombreux hémocytes dans les deux gonades. Cette présence dénote, probablement, le début de la phagocytose des cellules germinales, arrêtées dans leur évolution (*).

Discussion

Les deux individus anormaux de *C. autogenicus*, décrits dans cette note, doivent être rangés dans la catégorie des gynandromorphes. Chez les deux gynandromorphes, on ne trouve pas de caractères intermédiaires entre ceux des deux sexes, et chez le gynandromorphe B certains organes pairs manifestent en plus les caractères des sexes opposés.

D'après les données bibliographiques, la plupart des Culicidés hermaphrodites présentent aussi une asymétrie sexuelle des organes pairs. Cette particularité ne permet pas de les assimiler aux intersexués, dont l'apparition, d'après Goldschmidt, est due à une inversion physiologique du sexe survenue à l'échelle individuelle.

Chez les intersexués, le caractère sexuel manifesté par un organe dépend du moment du développement de ce dernier, et les organes pairs doivent, par conséquent, posséder obligatoirement les caractères du même sexe.

Le mécanisme de l'apparition des gynandromorphes chez les insectes est attribué à un accident génétique subi par une cellule de l'embryon et responsable du changement de sexe chez toutes les cellules qui en dérivent. Ce phénomène peut ainsi aboutir à une mosaïque des caractères sexuels chez l'adulte.

Les gynandromorphes ne se rencontrant qu'occasionnellement, on suppose que l'accident génétique qui est à leur origine est un accident fortuit, il a donc des chances infimes de se reproduire plusieurs fois chez un même individu.

Cette hypothèse d'un accident fortuit semble pouvoir expliquer assez bien les cas des deux gynandromorphes décrits dans cette note. Pour celui du gynandromorphe B, il faudrait admettre que le changement de sexe de l'une de ses cellules s'est produit très tôt dans l'ontogénèse, avant la séparation de la lignée germinale. Ses gonades, en effet, présentent ainsi que ses caractères somatiques une mosaïque sexuelle. Or, on sait que, chez les Diptères, la sépa-

(*) Je remercie M. le Professeur P. Pesson, qui a bien voulu examiner mes coupes.

ration de la lignée germinale se fait au moment de la formation du blastoderme (Johannsen et Butt, 1941).

Cette précocité du changement de sexe de certaines de ses cellules embryonnaires peut rendre compte du manque de régularité dans la distribution topographique des parties mâles et femelles chez l'adulte.

Cependant, la même hypothèse d'un accident unique n'est pas toujours aussi facilement applicable aux autres gynandromorphes décrits dans la littérature.

Parmi ceux-ci, on relève des cas où l'un ou plusieurs des organes pairs manifestent l'aspect intermédiaire entre celui d'un organe femelle et celui d'un organe mâle, en même temps que leurs homologues du côté opposé du corps sont typiques pour un sexe déterminé.

Ayant rencontré des individus semblables, Gilchrist et Haldane ont supposé l'existence d'une interaction physiologique entre les organes de différents sexes.

Il semble, cependant, bien établi qu'aucun mécanisme hormonal n'intervient dans le déterminisme des caractères sexuels secondaires chez les insectes, et ceci rend peu probable l'explication proposée par ces auteurs.

Une hypothèse plus satisfaisante, à mon avis, consisterait à voir dans le caractère intermédiaire de ces organes l'expression d'une mosaïque sexuelle, qui ferait apposer côté à côté les cellules des deux sexes.

Cette hypothèse supposerait que dans l'ontogénèse d'un même individu, en plus des accidents génétiques plus précoces, responsables de l'inversion sexuelle des parties entières du corps, peuvent souvent survenir des accidents plus tardifs, responsables de l'inversion sexuelle des petites plages de cellules. Elle supposerait donc la multiplicité de ces accidents et, par là même, l'existence d'une cause qui favorisera leur apparition.

L'un des faits que j'ai observé peut être interprété en faveur de ce point de vue. C'est l'état de développement des glandes génitales du gynandromorphe B. Ces glandes, comme on l'a vu, ne contiennent pas de cellules sexuelles mûres. Or, chez un mâle normal de *C. autogenicus*, les spermatozoïdes sont déjà formés pendant le stade nymphal et chez les femelles normales de la même espèce, les ovules mûrissent quatre jours après l'écllosion de l'adulte, sans que pour cela un repas de sang soit nécessaire. Les cellules des deux lignées germinales se trouvent donc inhibées chez le gynandromorphe et sont arrêtées dans leur évolution. Cet arrêt traduit probablement un trouble physiologique.

On peut supposer que ce trouble physiologique ait été le phénomène primaire qui a favorisé l'accomplissement et la répétition des accidents responsables de l'inversion sexuelle subie par certaines cellules de l'organisme. Dans ces conditions, cet accident ne peut donc plus être attribué à un pur hasard.

C'est par le fait que, dans les conditions artificielles, le déséquilibre physiologique a plus de chances de se produire que l'on pourrait tenter d'expliquer également la fréquence élevée de gynandromorphes dans les élevages de *C. autogenicus*.

La fréquence de ces derniers dans les conditions naturelles ne semble pas, en effet, d'après Marshall, être plus grande dans cette espèce que dans d'autres espèces culicidiennes.

Résumé. — La morphologie externe de deux gynandromorphes de *Culex autogenicus* Roubaud a été décrite.

Le comportement trophique et sexuel de l'un de ces individus a pu être également étudié. Ce gynandromorphe, qui avait des genitalia d'une femelle et la tête à prédominance des caractères mâles, a refusé de piquer et est mort sans avoir pondu.

Il possédait un ovaire et un ovotestis.

Les deux lignées de cellules germinales, la lignée mâle et la lignée femelle, étaient arrêtées dans leur développement, et les cellules sexuelles mûres étaient absentes dans les gonades du gynandromorphe.

Le déterminisme de l'apparition des gynandromorphes chez les Culicides a été discuté.

BIBLIOGRAPHIE

BRELJE (R. v. d.), 1923. — Ein Fall von Zwitterbildung bei *Aedes meigenanus* (Diptera, Culicidae). *Arch. f. Entwicklungsmech.*, 100, 317-43.

EDWARDS (F. W.), 1917. — Notes on Culicidae with description of new species. *Bull. Ent. Res.*, 7, 201-29.

JOHANNSEN (O. A.) et BUTT (F. H.), 1941. — *Embryology of Insects and Myriapods*. New-York-London, Mc-Graw Hill.

GILCHRIST (B. M.) et HALDANE (J. B. S.), 1947. — Sex linkage and sex determination in a mosquito, *Culex molestus*. *Hereditas*, 33, 175-90.

KITZMILLER (J. B.), 1953. — Mosquito genetics and cytogenetics. *Rev. Bras. de Malaria. D. Trop.*, 5, 285-359.

MARSHALL (J. F.), 1938. — *The British Mosquitoes*, London.

RINGS (R. W.), 1946. — Gynandromorphism in *Culex nigripalpus*. *J. Econ. Entomol.*, 39, 415.

WEYER (F.), 1938. — Ein Zwitter von *Culex pipiens* L. *Zool. Anz.*, 123, 184-92.

SUR *CULEX TORRENTIUM MARTINI*

Par J. CALLOT

C'est Noeldner qui, le premier, a signalé, en 1939, sous le nom inexact de *Culex tipuliformis*, cette espèce en France. Selon cet auteur, les gîtes larvaires sont, avec préférence, des mares dans les forêts vosgiennes.

J'ai eu l'occasion de le retrouver à plusieurs reprises dans les mêmes conditions et dans la même région et, de plus, dans le Jura (environs de Mouthe, Doubs). Sicart l'a signalé dans les Pyrénées-Orientales, à 1.500 m. d'altitude.

En dehors de la France, outre le gîte original de Martini, en Thuringe, *Culex torrentium* existe en Scandinavie, en Crimée, et Mattingly le signale en Angleterre (1951).

La reconnaissance de ce moustique est rendue difficile par sa très grande ressemblance avec *C. pipiens pipiens*, et il doit être parfois confondu avec lui dans les régions montagneuses.

Ayant trouvé souvent ce moustique à l'état pur dans différents gîtes, ceci m'a permis d'examiner avec plus de certitude les caractères de l'espèce.

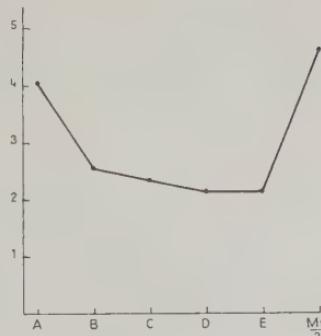
Larve

Elle est très voisine de celle de *Culex pipiens pipiens*. La longueur du siphon, le nombre, la disposition et la composition des touffes de soies siphoniques ne permettent pas de distinguer facilement les deux espèces.

Le chéthogramme (fig. 1) le prouve, qui peut être à peu près superposé à celui de *C. pipiens pipiens*, sauf, peut-être, en ce qui concerne la longueur moyenne du siphon un peu supérieure chez *torrentium* (indices calculés sur exuvies de 70 exemplaires : $4,02 \sigma \pm 0,26$).

Le rapport entre le siphon et la selle chitineuse du IX^e segment, suivant le procédé de Colless (1957), donne : $\frac{\text{longueur de la selle}}{\text{longueur du siphon}} = 4,18$, c'est-à-dire qu'il est nettement supérieur à celui qu'on trouve pour *C. pipiens pipiens* (3,80) ou *C. p. autogenicus* (3,20).

FIG. 1. — Chétoprogramme de la larve de *C. torrentium*. A : indice siphonique ; B, C, D, Mt : E : touffes siphoniques ; $\frac{2}{2}$ demi-moyenne du nombre des dents du mentum.



L'examen des soies préclysépales, recommandé par Sénevet et ses collaborateurs (1957), ne m'a pas permis de distinguer *C. torrentium* de *C. p. pipiens*. Le rapport : $\frac{\text{écartement des soies}}{\text{longueur des soies}}$ est à peu près le même dans les deux espèces (*C. torrentium* ; 1,25 ; *C. p. pipiens* : 1,24, mais *C. p. autogenicus* : 1,45).

Les soies préclysépales de *torrentium* ressemblent à celles figurées par Sénevet pour *C. pipiens pipiens*, c'est-à-dire qu'elles sont longues et glabres.

Le meilleur caractère différentiel, à mon avis, est tiré de la soie latérale du IX^e segment (*saddle hair*). Cette soie est très généralement simple des deux côtés chez les membres du complexe *pipiens*, alors que chez *C. torrentium* elle est au contraire double dans un grand nombre de cas :

Soie du IX ^e s. (1)	<i>Culex torrentium</i>		<i>Culex pipiens</i>	
	Nombre d'exemplaires	%	Nombre d'exemplaires	%
1-1	18	14,28	68	95,7
1-2	12	9,52	3	4,3
1-4	1	0,79	0	
2-2	78	61,90	0	
2-3	14	11,11	0	
2-4	1	0,79	0	
3-3	2	1,58	0	

(1) 1-1 signifie une soie à droite, une soie à gauche, etc.

On peut donc dire que chez *C. torrentium* la soie de la selle est bifurquée, trifurquée ou multiple dans plus de 85 % des cas, alors que chez *C. pipiens* cette éventualité ne se rencontrera que dans 4,3 % des cas (1).

Nymphé

La diagnose peut être aidée par des caractères tirés des soies dorsales des segments VII et VIII. C'est ainsi que la soie C (la plus interne) du segment VII a en général deux ou trois branches, exceptionnellement quatre, alors que chez *C. pipiens pipiens* elle a généralement cinq ou six branches, parfois jusqu'à neuf, exceptionnellement quatre seulement.

Au segment VIII, la soie P qui est toujours double dans le groupe *pipiens*, est le plus souvent simple chez *C. torrentium*.

Adultes

Dans les exemplaires femelles des Vosges que j'ai examinés, la hampe de la fourche $r_2 + r_3$ a une longueur comprise entre 20 et 26 % de celle de la fourche elle-même (My : 23,5 ; indice : 4,23). Natvig donne pour cette hampe 25 à 33 % de la fourche. La hampe chez *C. pipiens* devrait avoir, selon cet auteur, entre 16 et 20 % de la fourche et je trouve en effet chez *C. p. autogenicus* 16,8 % et 17,8 % chez *C. p. pipiens* (indices : 5,94 et 5,61).

Chez les femelles aussi la nervure transverse *rm* est située à une distance de la nervure *mc* égale en moyenne à une fois et demie sa longueur (Natvig dit : presque deux fois), alors que chez *autogenicus* on trouve pour la même distance une valeur de 0,94 et pour *pipiens* 1,58. Ce caractère ne permet pas de distinguer *C. torrentium* de *Culex pipiens pipiens*.

Par contre, la présence signalée par Mattingly d'une petite tache d'écaillles blanches sur l'extrémité préalaire du sternopleure est un excellent caractère différentiel, car cette tache manque chez les représentants du complexe *pipiens*.

La disposition des bandes tergales de l'abdomen est assez variable et ne permet pas, du moins sur les exemplaires que j'ai vus, de différencier à coup sûr les deux espèces. Les sternites abdominaux sont plus marqués d'écaillles sombres en grandes taches chez *torrentium* que chez *pipiens*.

(1) Chez *autogenicus* j'ai toujours trouvé cette soie simple, chez *fatigans* elle est parfois double.

L'hypopygium du mâle est absolument caractéristique. Sicart a très bien vu que la soie voisine de la foliole du lobe apical est, en réalité, une foliole allongée et pointue qui, lorsqu'elle est de profil, en impose pour une soie.

Biologie

La larve vit, somme toute, dans des gîtes assez variés. Martini l'a rencontrée dans des mares du lit d'un torrent. Dans la région des Vosges, elle se voit dans des mares des forêts, à une certaine altitude : à partir de 400 m. environ, mais jamais en plaine. Ces mares peuvent être dépourvues de toute végétation : ornières par exemple.

Je l'ai trouvée deux saisons de suite dans une benne métallique contenant de l'eau de pluie riche en oxydes de fer, placée dans une cabane sur le Mont-Saint-Jean (Waldersbach, Bas-Rhin), à 650 m. d'altitude. Dans le Jura, il s'agissait d'une gravière en communication avec une tourbière à 950 m.

Mattingly et Natvig la signalent dans des eaux polluées.

En Alsace, la larve est souvent associée à celle de *Culex pipiens pipiens*, d'*Anopheles maculipennis*, et de *Theobaldia glaphyroptera*, dont les gîtes sont du même type.

Dans le Jura, elle était en compagnie des larves de *C. hortensis*, *Aedes sticticus* et *A. vexans*.

Sicart la décrit avec *C. pipiens* dans les Pyrénées.

Culex torrentium ne pique pas l'homme autant qu'on le sache et qu'on puisse le vérifier au laboratoire. Dans cette dernière condition, j'ai pu faire gorger quelques femelles d'un lot important sur le poulet, mais pas sur le cobaye.

Dans une cage de $60 \times 60 \times 60$ cm., je n'ai pas observé d'accouplement et aucune femelle disséquée ne s'est montrée fécondée.

Des essais de fécondation par des membres du complexe *pipiens* : *autogenicus* et *fatigans* n'ont rien donné dans aucun sens.

BIBLIOGRAPHIE

CALLOT (J.), 1951. — Notes faunistiques sur quelques espèces de moustiques et de Nématocères piqueurs. *Bull. Ass. Philom. Alsace-Lorraine*, IX, p. 72.

COLLESS (D. H.), 1957. — Notes on the Culicine mosquitoes of Singapore. II. The *Culex vishnui* group, with description of two new species. *Ann. Trop. Med. Paras.*, LI, p. 87.

MARTINI (E.), 1924. — Zwei bemerkenswerte Culiciden von einem eigenartigen Biotop. *Int. Rev. Hydrobiol. u. Hydrograph.*, XII, p. 333.

MATTINGLY (P. F.), 1951. — *Culex (Culex) torrentium* Martini, a mosquito new to Great Britain. *Nature* (Londres), CLXVIII, p. 172.

NATvig (L. R.), 1948. — Contribution to the knowledge of the Danish and Fennosandian mosquitoes : *Culicini*. *Norsk Entomol. Tidskr.*, suppl. I, p. 455.

NOELDNER (E.), 1953. — Moustiques rares ou peu connus d'Alsace. *Diptera*, XI, p. 5.

SENEVET (G.), ANDARELLI (L.) et GRAELLS (R.), 1957. — Les épines préclypéales des larves de moustiques ; leur utilisation dans la diagnose. *Arch. Inst. Pasteur Algérie*, XXXV, p. 83.

SICART (M.), 1954. — Présence de *Culex torrentium* dans les Pyrénées et comparaison avec *Culex pipiens* du même gîte. *Bull. Soc. Hist. Nat. Toulouse*, CXXXIX, p. 228.

(Institut de Parasitologie, Faculté de Médecine, Strasbourg)

**PARTICULARITES MORPHOLOGIQUES
D'UN *ASPERGILLUS FLAVUS* LINK 1809
ISOLÉ D'UNE URINE**

Par R. VANBREUSEGHEM et P. DE VOOGHT

L'un de nous a récemment (R. V., 1957) tenté de préciser la valeur diagnostique que l'on pouvait attribuer à un *Aspergillus* isolé des urines d'un malade de R. Defoort et R. Kaivers (1955).

Il s'agissait d'un homme âgé de 80 ans, qui, quelques années après avoir subi une prostatectomie et une intervention pour lithiasis vésicale, et ayant reçu de nombreux antiseptiques urinaires, parmi lesquels de nombreux antibiotiques (streptomycine, chloromycétine, pénicilline, terramycine), se mit à éliminer des urines chargées de ce qu'il appelait de façon imagée « des grains de tapioca ».

Ces petites masses blanchâtres, de forme irrégulière, vaguement arrondies ou discoïdes, et d'un diamètre allant de 1 mm. à 10 mm., étaient en réalité des colonies d'un champignon filamenteux segmenté, entièrement dépourvu de formes de reproduction. Il fut très aisément obtenu d'emblée des cultures, qui se révélèrent être, comme on le verra ci-dessous, de l'*Aspergillus flavus* Link 1809. Cet *Aspergillus* n'ayant été que très rarement isolé de lésions, tant chez l'homme que chez l'animal, Vanbreuseghem (1957) s'est demandé quelle signification il fallait attribuer à sa présence dans les urines du malade, et a conclu que : « ou bien le malade de Defoort et Kaivers représente le premier cas connu d'Aspergillose vésicale, primaire ou secondaire, par *Aspergillus flavus*, ou bien qu'il s'agit d'un cas exceptionnel, à vrai dire le premier connu, de culture d'*Aspergillus flavus* dans la vessie d'un malade. »

Macroscopiquement, la souche isolée présente les caractères attribués à l'*A. flavus* : croissance d'abord sous forme d'un duvet blanc, virage rapide de la couleur, avec l'apparition des têtes aspergillaires, au vert puis au brun. Ces caractères ont été observés sur milieu de Czapek Dox (Czapek Solution Agar-Difco), à 25°C et à 37°C. Microscopiquement, l'ap-

pareil sporifère correspond bien à celui de l'*A. flavus* : le pied typique d'un pied aspergillaire ne présente aucune particularité. Le conidio-phore, auquel nous avons trouvé une longueur moyenne de 890 μ sur une largeur moyenne de 6,6 μ , est lisse dans son tiers inférieur, régulièrement rugueux dans ses deux tiers supérieurs. Parfois même les ponctuations s'étendent presque sur la partie proximale du pied. Le conidiophore, qui n'est généralement pas segmenté, se termine par une vésicule d'un diamètre moyen de 39,6 μ , recouverte d'une rangée simple ou double de stérigmates, les stérigmates primaires ayant en moyenne 12,3 μ de long sur 2,7 μ de large. Les conidies nées sur les stérigmates, rondes ou ovalaires, et toujours échinulées, ont un diamètre moyen de 4 μ . Elles sont reliées par des disjoncteurs nettement visibles, et leur couleur va du vert jaunâtre au vert foncé. Les stérigmates s'insèrent sur les deux tiers supérieurs de la vésicule, et forment des têtes à disposition radiaire, souvent très courtes, ou cylindriques. Nous n'avons jamais observé la formation de périthèces, mais des sclérotes de couleur blanche à brune, de 1 à 2 mm. de diamètre sont apparus dans des cultures en flacon plat (type flacon de Roux), après un à deux mois.

Ces caractères, si l'on se rapporte à C. Thom et K. B. Raper (1945), permettent de classer la souche étudiée dans le groupe *Flavus-oryzae*, la longueur des conidiophores et la présence fréquente de deux rangées de stérigmates en faisant un *A. flavus*.

A côté des caractères morphologiques classiques, que nous venons d'énumérer, nous en avons reconnu beaucoup d'autres qui, pris isolément, ne permettraient pas de faire de notre souche un *Aspergillus*. Nous les avons vu apparaître dans des cultures en goutte pendante, en culture sur lames et en cultures en boîtes de Pétri, tant sur milieu de Czapek Dox que sur milieu de Sabouraud glucosé à 2 %. Le premier de ces deux milieux semble favoriser plus que le Sabouraud l'apparition des formes atypiques, que l'on peut déjà observer 2-3 jours après l'ensemencement. La plupart de nos constatations, faites sur des souches développées à 25°C, nous ont permis d'observer les formes suivantes :

1° une phialide unique, insérée sur un filament mycélien, et produisant des conidies en chaîne ou en amas globuleux (photographies 1 et 2) ;

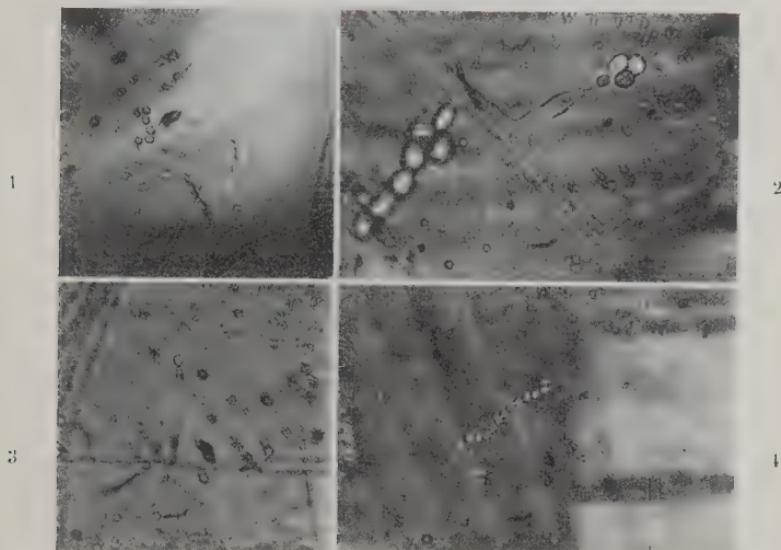
2° la même image, mais dans laquelle la phialide est supportée par un long sporophore (photographies 3 et 4) ;

3° l'extrémité du sporophore, d'ailleurs anormalement cloisonnée, porte deux phialides, qui produisent chacune une chaînette de conidies (photographie 5) ;

4° des sporophores, portant 3 ou 4 phialides sur leur extrémité légèrement élargie (photographie 6) ;

5° des têtes aspergillaires réduites à quelques stérigmates (photographie 7), évoluant progressivement vers la tête aspergillaire normale (photographie 8).

Quoique nous n'ayons pas fait de culture monospore, il n'y a aucun doute que ces diverses formes appartiennent au même organisme. Nous avons pu en constater la présence le long de filaments mycéliens, qui produisent en d'autres endroits des sporophores



PHOTOS n°s 1 et 2. — Une phialide unique insérée sur un filament mycélien et produisant des conidies en chaîne ou en amas globuleux ($\times 220$ et $\times 540$)

PHOTOS n°s 3 et 4. — La même image, mais dans laquelle la phialide est supportée par un long sporophore ($\times 220$)

normaux. Il est possible que ceux qui ont une très grande expérience des *Aspergillus* considèrent ces formes atypiques comme une production normale des cultures d'*Aspergillus*. Cela n'apparaît pas pour autant à la lecture des ouvrages spécialisés, et si Thom et Raper (1945) insistent, tant dans leurs généralités que dans les chapitres consacrés à des espèces déterminées, sur les variabilités des *Aspergillus*, ils ne parlent guère des formes atypiques que nous venons de citer. Ils signalent cependant, chez *A. sydowi* (p. 67), des têtes aspergillaires, transformées au point

de simuler un *Penicillium* monoverticillé, et la tendance à former des appareils conidiens réduits a été observée par eux dans toutes les souches de cet *Aspergillus* qu'ils ont examinées. Chez *A. niger*, d'autre part, ils ont vu se développer sur le mycélium des stérigmates isolés, des groupes de stérigmates, ou des amas de stérigmates assemblés en une forme pénicillioïde. Ils ne leur attribuent pas grande importance et estiment, tout en les considérant comme

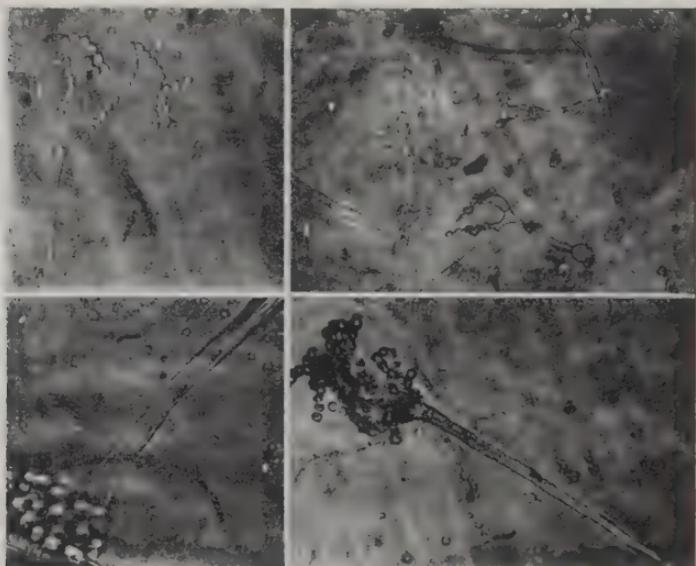


PHOTO n° 5. — L'extrémité du sporophore, d'ailleurs anormalement cloisonnée, porte deux phialides qui produisent chacune une chaînette de conidies ($\times 220$).

PHOTO n° 6. — Des sporophores portant trois ou quatre phialides sur leur extrémité, légèrement élargie ($\times 220$)

PHOTO n° 7. — Des têtes aspergillaires réduites à quelques stérigmates évoluant progressivement vers la tête normale, n° 8 ($\times 540$)

PHOTO n° 8. — Tête aspergillaire normale ($\times 540$)

rares, qu'elles peuvent apparaître dans des souches naturelles, ou sous l'influence d'excitations artificielles.

Une étude de la littérature nous a permis de retrouver d'autres allusions à ces formes, sans cependant y retrouver une étude complète.

C. Wehmer (1898-1901) ne parle que de malformations générales de la vésicule et du sporophore, et, ajoutant qu'on les trouve partout où on les cherche, ne signale aucune des formes que nous avons observées. Nous citons néanmoins ce travail de base.

A. Sartory, R. Sartory et J. Meyer (1926) ont vu *A. fumigatus*, après des irradiations par le radium, présenter des modifications de l'appareil sporifère, et notamment :

1° une modification des vésicules, qui peut aboutir à leur remplacement par des formes pénicilliennes ;

2° l'apparition de spores à double membrane échinulée ;

3° la formation de grosses cellules sphériques remplies de gouttelettes de graisse.

A leur connaissance, aucune des formes signalées par eux n'avaient été observées jusqu'alors.

P. Vuillemin (1928) a observé dans des cultures d'*A. flavus* des sporophores ramifiés. Il a fait la même observation sur un *A. repens* et un *Aspergillus* sp. Il n'insiste pas autrement sur des anomalies des formes de reproduction.

R. Barnes (1928), dans des mutants obtenus par chauffage d'*Eurotium herbariorum*, a observé des branches conidiennes particulières et des têtes imparfaites. Une de ses figures représente (fig. 4, p. 796) des phialides isolées, supportant une chaînette de conidies. Dans un autre mutant, il a observé des stérigmates naissant, au nombre de trois ou quatre, à l'extrémité d'une branche courte. L'auteur n'insiste guère sur ces formes atypiques, et estime que les mutants résultent de l'action de la température.

Pour A. Blochwitz (1928), des malformations peuvent survenir dans des souches soumises à une « hygiène » défective : conditions de vie défavorables, milieu nutritif mal équilibré, humidité excessive, et surtout contamination bactérienne. Il signale comme signe de souffrance l'absence ou la rareté des conidiophores, des conidiophores déformés et dédoublés, et des stérigmates poussant en hyphes sans donner de conidies. Rien cependant, dans ces descriptions, ne permet de retrouver nos images.

R. Mosseray, enfin (1934a), qui a beaucoup étudié les *Aspergillus*, signalait avoir observé que « certaines races d'*A. niger* possèdent, outre les appareils conidiens normaux, des têtes "naines" fumigatiformes (ampoules piriformes, portant quelques stérigmates non rayonnants et dépourvus de phialides) ». Le dessin n° 13 de la planche III montre des phialides isolées à l'extrémité d'un

court sporophore, comme nous en avons vu. Le même auteur (1934b) a observé dans une souche de *A. wentii* de nombreuses têtes aberrantes et des stérigmates à même les filaments.

Chez *A. asperecens*, A. C. Stolk (1954) a décrit, sans lui attribuer de valeur particulière pour la diagnose, à côté des têtes aspergillaires normales, « des têtes conidiennes réduites, allant de la forme normale avec de courts conidiophores, jusqu'à des stérigmates simples le long des hyphes aériennes. Parfois des amas de stérigmates apparaissent le long des conidiophores dressés ».

Enfin, A. Chaves Batista, H. da Silva Maia et I. C. Alecrim (1955) ont vu dans leur très curieux *A. clavato-nanica*, à côté de malformations diverses du conidiophore, des têtes aspergillaires pratiquement sessiles.

Comme on le voit, si l'on retrouve dans la littérature des formes semblables, voire identiques à celles que nous avons observées, ce n'est que rarement, et on conclurait volontiers qu'elles sont exceptionnelles.

Commentaires. — Aussi longtemps que les chercheurs n'ont pu être certains de la pureté de leurs cultures, l'interprétation des formes restait hasardeuse, puisqu'elle pouvait aussitôt se heurter à la critique d'une contamination. Pour Barnes, on l'a vu, les mutants dans lesquels il a observé des formes atypiques résultaient de l'action de la chaleur, et Blochwitz voyait dans une hygiène défectueuse, où l'infection bactérienne jouait un rôle dominant, la cause des malformations. Mosseray, qui a travaillé sur des cultures monospores — ce qui ne veut pas dire non contaminées —, conteste cet argument, mais sans en apporter des preuves.

La souche que nous avons étudiée n'est plus ce qu'on pourrait appeler une souche naturelle : elle a été isolée de la vessie d'un malade, où elle baignait dans des médicaments divers et le produit du métabolisme de diverses bactéries. Est-ce à ces influences qu'elle doit ses particularités ? Nous ne saurions le dire. Tout ce que nous pouvons affirmer, c'est qu'en culture pure, en dehors de toute contamination fungique ou bactérienne, elle conserve ses caractères particuliers au travers de nombreux repiquages depuis deux ans et demi. Ce qu'elle nous permet de voir, et c'est par là que son observation est intéressante, c'est la complication graduelle de l'appareil reproducteur, allant de la phialide unique la plus simple à la tête aspergillaire la plus parfaite. On imagine volontiers que dans une autre série l'évolution progressive ait abouti au pinceau parfait des *Penicillium*.

Résumé. — Les auteurs ont observé dans une souche d'*Aspergillus flavus* Link 1809 des formes de reproduction atypiques, allant de la phialide unique à la tête aspergillaire complète. Ils font à ce propos une revue de la littérature consacrée à cette question.

BIBLIOGRAPHIE

BARNES (R.), 1928. — Variations in *Eurotium herbariorum* (Wigg), Link, induced by the action of high temperatures. *Ann. of Bot.*, 42, 168-783.

BLOCHWITZ (A.), 1928. — Hygiene der Schimmelpilze. *Ber. Deut. Bot. Gesel.*, 46, 550-555.

CHAVES BATISTA (A.), SILVA MAIA (H. da) et ALECRIM (Ivan C.), 1955. — Onicomicose produzida por *Aspergillus clavato-nanica* n. sp. *Ann. Fac. Med. da Univ. do Recife*, 15, 2, 197.

DEFOORT (R.), KAIVERS et VANBREUSEGHEM (R.), 1955. — Aspergillose vésicale. *Acta Urol. Belgica*, 23, 100-102.

MOSSERAY (R.), 1934. — a) Les Aspergillus de la section « Niger », Thom. and Church. *La Cellule*, pp. 201-286.

MOSSERAY (R.), 1934. — b) Races naturelles et variations de culture chez divers Aspergillus. *Ann. Soc. Sc. de Bruxelles*, 54, 161-189.

SARTORY (A.), SARTORY (R.) et MEYER (J.), 1926. — Etude de l'action du Radium sur l'*Aspergillus fumigatus* Fresenius en culture sur milieux dissociés et non dissociés. *Comptes rendus des séances de l'Acad. des Sciences*, 183, 2.

STOLK (A.), 1954. — *Aspergillus asperescens* n. sp. *Antonie Van Leeuwenhoek*, 20, 299-304.

THOM (Ch.) et RAPER (K.), 1945. — *The Manual of the Aspergilli*. Baltimore, The Williams and Wilkins Company.

VANBREUSEGHEM (R.), 1957. — A propos d'un *Aspergillus flavus* Link, 1809, isolé d'une urine. *Acta Urol. Belgica*, 25, 310-317.

VUILLEMIN (Paul), 1928. — Rapports de l'appareil conidien avec le mycélium des aspergillus. *Comptes rendus des séances de l'Ac. des Sciences*, 187, 2.

WEHMER (C.), 1898-1901. — Die Pilzgattung *Aspergillus* (in morphologischer, physiologischer und systematischer Beziehung unter besonder Berücksichtigung der mitteleuropaeischer species). *Mémoires de Genève*, 33, 4, 157 (5 tableaux), 1901.

*Laboratoire de Mycologie
de l'Institut de Médecine Tropicale « Prince-Léopold », à Anvers*

NOTES ET INFORMATIONS

Une technique pour l'obtention des nymphes de *Trombiculidæ* à partir des larves gorgées.

La note publiée en octobre 1956 par C.-J. Rohde et intitulée : « A modification of the plaster-charcoal technique for the rearing of mites « and other small Arthropods » (*Ecology*, U.S.A., 37, p. 843), m'incite à enseigner une méthode que j'utilise avec fruit, depuis 1954, en vue d'obtenir les nymphes de *Trombiculidæ*, à partir de larves convenablement gorgées.

Le problème à résoudre, pour réaliser le passage de larve à nymphe, comporte deux points essentiels :

1° le maintien d'une humidité à peu près constante ;

2° la possibilité de suivre facilement, de jour en jour, la progression de la mue.

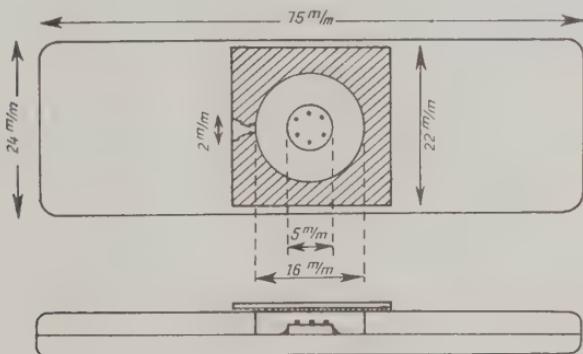
Ces points furent résolus par l'emploi de cellules entièrement en verre. Dans le fond de la cellule, on dispose au centre une pastille de papier filtre (diam. 5 mm.), formée éventuellement de plusieurs épaisseurs, pour atteindre 1 mm., et obtenue au moyen d'une perforatrice de bureau. Cette pastille est humectée d'eau distillée sous contrôle à la loupe, de manière à ce qu'elle soit légèrement brillante d'eau à sa surface. Six larves, rendues plus ou moins akinétiques par flottage dans un godet d'eau pendant 12 heures, sont alors disposées à la surface de la pastille. On couvre au moyen d'un couvre-objet dont les bords ont été préalablement enduits de vaseline, sauf sur une zone de 2 mm. environ, relais qui évite des surpressions dans la cellule.

La perte d'eau par évaporation est quasi-nulle, et si elle se produit, il est bien facile de reculer le couvre-objet par un prudent glissement latéral et de rajouter de l'eau sur le bord inférieur de la pastille, au moyen d'une fine pipette. Mais c'est là un cas fort rare.

Les contrôles journaliers à la loupe stéréoscopique sont très aisés et même si le couvre-objet s'embue légèrement, la présence de vie est rapidement décelée sous double éclairage (direct et transparence).

En vue d'un succès total, il importe de choisir des larves, replètes et parfaitement libres, rendues plus ou moins akinétiques par un flottage sur l'eau au moins pendant une nuit (eau aérée, non distillée). Il faut

éviter l'introduction de tous débris organiques dont les gaz de putréfaction asphyxieraient les larves. Le chiffre maximum de six larves préconisé permet un contrôle facile. Il est, d'autre part, recommandable de placer les cellules dans un cabinet à préparations où elles sont disposées à plat sur des plateaux métalliques. Ce conditionnement évite encore de possibles pertes d'humidité.



J'ai essayé de couler du plâtre dans ces mêmes cellules de verre (épais. 1,5 mm.). Les résultats furent identiques. Cependant le plâtre finit par noircir, ce qui nécessite sa destruction et le recoulage de plâtre neuf; opérations fastidieuses et délicates, bien plus longues que celles demandées par l'usage de la pastille de papier filtre, garantie d'un matériel toujours propre et net, peu coûteux et peu encombrant.

Il y a lieu de noter que si les larves ne sont pas encore devenues complètement immobiles, lors de leur introduction dans la cellule, elles ne quittent pas la pastille. En effet, à la base de celle-ci, existe un ménisque d'eau qui barre le passage à l'animal et le maintient prisonnier sur la pastille humide.

Le temps des stases peut varier entre 15 et 40 jours, suivant les espèces.

J'ignorais la méthode décrite en 1883 par A. D. Michael (*Ray Soc.*, London, 1, p. 333) et dont la présente n'est, somme toute, qu'une variante.

*Laboratoire médical provincial du Kivu,
Bukavu, le 6 mars 1957.*

P.-H. VERCAMMEN-GRANDJEAN,
Biologiste Chef de Section.

Le Congrès National des Sciences Médicale de la République Populaire Roumaine (Mai 1957).

A ce Congrès, qui tenait ses assises à Bucarest, du 5 au 11 mai 1957, participaient 22 nations représentées par plus d'une centaine de délégués. La délégation française était très importante et y reçut le meilleur accueil. Les différentes disciplines médicales étaient réparties en quatre sections : la Parasitologie était rattachée à la section de Microbiologie (4^e section).

A l'occasion de ce premier Congrès national, l'importance des travaux présentés par l'Ecole roumaine souligne le travail important accompli durant ces dernières années.

Ce sont surtout le paludisme, la leptospirose et les hépatites à virus qui furent l'objet des plus importantes communications.

Le rapport présenté par M. Ciuca, Gh. Lupascu, D. Cornelison, L. Solomon, A. Agavrioloie et V. Corijescu, souligne les brillants résultats obtenus dans la lutte contre le paludisme où l'éradication a été pratiquement obtenue.

On sait que le taux d'endémie palustre a toujours été élevé en Roumanie, ce qui n'a rien de surprenant étant donné la conjoncture de facteurs hydrographiques et climatiques favorisants.

La faune anophélienne y est représentée par cinq espèces : *Anopheles maculipennis* et son complexe *A. m. maculipennis*, *A. m. messeae*, *A. m. atroparvus*, *Anopheles sacharovi* (*elutus*) *Anopheles hyrcanus* var. *pseudopictus*, *Anopheles claviger* (*bifurcatus*) *Anopheles plumbeus* (*nigripes*). Les observations des Entomologistes prouvent que les vecteurs sont *Anopheles maculipennis* et *Anopheles sacharovi* (*elutus*).

L'activité hématophage se situe entre mi-mai et fin septembre pour le groupe *A. maculipennis* ; *A. sacharovi*, typique du climat méditerranéen, sort plus tard d'hibernation (juin). Cinq à sept générations anophéliennes se succèdent jusqu'à l'automne.

La période de transmission varie suivant les régions de 115 à 140 jours pour le *P. vivax* ; en ce qui concerne le *P. falciparum*, la période de transmission est beaucoup plus courte (fin juillet-août), 27 à 44 jours.

Un sondage, effectué en 1946, donne les pourcentages respectifs suivants pour les différentes espèces de *Plasmodium* (*Plasmodium falciparum*, 82 % ; *Plasmodium vivax*, 15 % ; *Plasmodium malariae*, 3 %).

L'endémie palustre ne sévit d'ailleurs pas avec la même intensité dans toutes les régions. Il convient de distinguer trois zones :

1° Celle des grandes zones d'inondation et de longue stagnation des eaux (zone inondable du Danube et vallées inférieures des affluents). Région d'anophélisme sans paludisme si l'on considère la densité anophélienne par rapport à l'indice splénique peu élevé (9 à 25) et à l'évolution relativement bénigne du paludisme. Le vecteur principal est « *Anopheles maculipennis var. messæ* ».

2° *La zone des lignes intérieures* (plaine roumaine : vallée du Cara-Su, vallée du Brillad, de la Tidjia, du Bahlui). Les gîtes larvaires y sont réduits comme étendue, mais entretiennent en général des populations de *A. maculipennis* englobant *A. m. atroparvus*, *A. m. messæ*, *A. m. maculipennis (typicus)* en proportions variées. *A. m. atroparvus* domine nettement les autres variétés en certains points. Cette région est caractérisée par la fréquence discrète de l'anophélisme, mais l'endémie intense, l'indice splénique élevé (32 à 73) et l'évolution clinique de la maladie plus grave.

3° *La zone du littoral de la Mer Noire* où l'anophélisme est discret. La formule anophélienne est dominée par *A. sacharovi (elutus)*, outre les trois espèces du groupe *A. maculipennis*. Par contre, l'endémicité y est de grande intensité, avec des formes cliniques d'une gravité exceptionnelle.

En 1946, le nombre de cas de paludisme s'élevait à 121.237 pour une masse impaludée d'environ 600.000. Les conditions épidémiologiques aggravantes, dues à la deuxième guerre mondiale, favorisaient l'extension du paludisme et l'éclosion de vagues épidémiques entraînant une situation catastrophique, notamment dans le Nord-Est de la Dobrogea. Il était donc nécessaire d'organiser d'urgence la lutte contre le paludisme.

En 1945-1946, lors d'une vague explosive de paludisme à *P. falciparum* sur le littoral de la Mer Noire, la méthode exclusive par chimiothérapie et chimioprophylaxie fut entreprise. Il en résulta une amélioration sanitaire de la région que l'on envisageait d'abandonner en 1946 à cause du paludisme, la suppression des vagues épidémiques menaçantes à *P. falciparum*, une réduction de 95 % de la mortalité, une baisse de 66 % de l'indice parasitaire, mais les effets sur l'endémie palustre furent pratiquement négligeables. La persistance d'un taux de près de 25 % de parasitaires et de récidives constituait un ample foyer d'infection pour le complexe anophélien local où dominent *Anopheles elutus* et *A. m. atroparvus*.

Dès 1947, une campagne antipaludique fut instaurée, associant le traitement systématique de tous les cas à la méthode imagocide par les insecticides rémanents. Après deux années expérimentales, l'organisation antipaludique est alors mise sur pied. Elle comprend 28 stations de paludisme, 36 centres dépendants et un centre indépendant répartis dans 12 régions à endémie palustre. Chaque unité comprend un médecin, un entomologiste, un microscopiste et une équipe d'agents désanophélisateurs. En hiver, ce personnel est affecté à la lutte contre les helminthiases et en été également à la lutte contre les maladies transmises par les Phlébotomes et les mouches.

A partir de 1949, la lutte antipaludique peut être scindée en quatre étapes.

Au cours des deux premières étapes (1949-1952), la lutte anti-épidémique quantitative ou désanophélisation intégrale est mise en œuvre par l'emploi sur une large échelle de pulvérisations intégrales d'insecticides de type rémanent. La réduction spectaculaire des chiffres importants de la morbidité préexistante constatée dès 1950 se précise les deux années suivantes où l'attaque contre le réservoir humain de l'Hématzoaire a été intensifiée (338.198 cas en 1948, 233.962 cas en 1949, 95.496 cas en 1950, 42.028 cas en 1951, 14.247 cas en 1952).

Au cours de la troisième étape, une évolution se fait vers l'emploi de mesures qualitatives. Les désanophélisations intégrales sont suspendues dans les localités où le taux de morbidité se maintient à un taux très réduit depuis plusieurs années. Ces zones continuent néanmoins à être protégées par des barrières d'insecticides. L'action imagocide peut ou non y être appliquée suivant une méthode de désanophélisation en foyer et autour du foyer, à savoir la maison du paludique et les trois ou quatre maisons avoisinantes. Dans les autres zones, les pulvérisations intégrales sont maintenues.

La régression continue et persistante de l'endémo-épidémicité palustre se poursuit : 3.114 cas en 1953, 903 cas en 1954, 383 cas en 1955, 259 cas en 1956, se répartissant comme suit : 154 cas à *Plasmodium vivax*, 28 cas à *Plasmodium falciparum*, 5 cas à *Plasmodium malariae*. Les investigations épidémiologiques indiquent une réduction marquée des indices plasmodique et splénique pour les localités désanophélisées et le maintien ou une réduction bien moindre de ces mêmes indices dans les localités où seuls le traitement schizonto-gamétocide et la chimioprophylaxie ont été employés.

Devant l'efficacité de l'application systématique des méthodes chimiothérapeutiques et prophylactiques sous la protection annuelle

de la méthode imagocide par des insecticides rémanents, la poursuite du programme de lutte antipaludique est décidée, afin d'aboutir à l'éradication du paludisme en Roumanie.

Les mesures préconisées visent à obtenir le tarissement du réservoir humain d'Hématozoaires par la détection et la stérilisation du dernier parasitémique par une cure radicale. Une surveillance épidémiologique précise et constante est poursuivie. La déclaration nominale de tout cas nouveau est obligatoire depuis 1956. Des essais d'hospitalisation dans les régions frontières de la Bulgarie ont été tentés et ont réussi dans 70 % des cas.

La désanophélisation employée d'une façon sélective continue à être contrôlée rigoureusement. La suppression de la méthode de désanophélisation dans une zone débarrassée de paludisme, de même que le passage d'une désanophélisation intégrale à une désanophélisation en foyer, doit être précédée pendant un an du contrôle clinique et hématologique de toute la collectivité. Cette zone devra alors être entourée de zones protégées.

Les manifestations biologiques de l'Anophèle sont étudiées minutieusement, afin de dépister une éventuelle apparition de la résistance aux insecticides, qui n'a pas été observée jusqu'ici. La vérification en a été faite en 1956 par la méthode standard de Busvine et Nash, ou par des applications locales à la micropipette. L'amplification progressive de la largeur des barrières d'insecticides sur des zones allant éventuellement jusqu'aux frontières nationales est envisagée. Une coopération et des accords avec les pays voisins où sévit le paludisme doivent être recherchés en vue de l'uniformisation des méthodes d'action, et d'éviter les importations de parasitophores et les réinfestations qui risqueraient d'avoir des conséquences très graves parmi une population qui ne serait plus immunisée.

Le rapport sur les leptospiroses était présenté par D. Combiescu, N. Sturdza, M. Bals, I. Bergea, V. Busila, N. Constantinescu, B. Káracsony, I. Radu, M. Séfer, N. Stamatin, V. Topciu, T. Turcu, G. Zarnea.

Les leptospiroses constituent un problème relativement nouveau pour le corps médical roumain, mais néanmoins bien connu du fait des études importantes qui y ont été consacrées depuis quelques années, aussi bien chez l'homme que chez l'animal.

Depuis 1950, « l'Institut Cantacuzino », en possession des types sérologiques de Leptospires, peut établir le diagnostic de laboratoire. Jusqu'à la fin de 1955, sept types sérologiques de Leptospires pathogènes pour l'homme et les animaux ont été isolés ; ce sont : *L. pomona* 396, *L. canicola*, *L. icterohemorragiae*, *L. sejroe*, *L. gri-*

patyphosa, *L. mitis* et probablement *L. praga*. La prédominance de *L. pomona* 396 a été constatée, contrairement à ce qui s'observe dans les autres pays d'Europe où la fréquence de ce type est modérée.

La morbidité par leptospirose est élevée en Roumanie, puisqu'elle atteint 11,9 %, mais l'évolution clinique est généralement bénigne, sauf en ce qui concerne *L. canicola* ayant déterminé quelques cas mortels.

Aucun rapport n'a pu être établi entre le type de Leptospire et l'aspect clinique de la maladie par excellence protéiforme, mais qui se manifeste le plus généralement sous quatre formes : typhique, grippale, icterique et méningée. Les manifestations icteriques sont assez rares, 6 à 8 % des cas, et s'observent surtout avec *L. icterohemorragiae*, bien que dans certaines régions l'ictère ait été plus souvent déterminé par *L. pomona* 396 ou *L. praga*. Le caractère régional de l'affection est donc à souligner. *L. pomona* 396 serait le plus souvent responsable des formes méningées.

En ce qui concerne le diagnostic, il a été établi par les méthodes habituelles et par les épreuves sérologiques dont les réactions d'agglutination-lyse et la fixation du complément. La réaction d'agglutination-lyse a été faite habituellement sur lame, permettant l'obtention de résultats plus rapides et sensiblement identiques à l'agglutination en tube. Il est indispensable de surveiller l'évolution du titre d'agglutination-lyse au cours de la maladie qui ne devient positive dans certains cas qu'au bout du quinzième ou vingtième jour, et quelquefois n'apparaît pas, quoique les Leptospires aient été isolés du malade. Par ailleurs, il existe des agglutinations paradoxales qui restent mystérieuses. Dans les sérum humains, on a constaté la présence de coagglutinines pour des types de Leptospires apparentés ou différents. Les auteurs en concluent que la méthode la plus sûre reste encore l'isolement de la souche chez l'homme.

La réaction de fixation du complément à partir d'antigènes polyvalents préparés chacun avec trois types de Leptospires a été employée dans 148 cas. Elle a permis d'observer que les anticorps fixateurs apparaissaient parfois avant les anticorps agglutinants.

Le rôle de l'eau, du sol, des aliments a été étudié dans la transmission de la maladie, dont le caractère professionnel net a été établi.

La leptospirose des animaux domestiques a été étudiée depuis 1951, les différentes recherches effectuées ont permis de préciser que 29 % des chiens pouvaient être considérés comme réservoirs de virus pour *L. canicola* et dans une proportion beaucoup plus

faible pour *L. pomona* 396, *L. icterohemorragiae* et *L. grippotyphosa*; que 40 % des pores peuvent être une source de contamination pour *L. pomona* 396 et aussi pour *L. canicola*, *L. sejrae*, *L. icterohemorragiae*. Le gros et le petit bétail peuvent diffuser *L. pomona* 396. Un nombre important d'examens positifs a été fourni par les chevaux, qui présentent des ophtalmies périodiques et des manifestations urticariennes à caractère ambulant.

Les Rongeurs examinés ont fourni des résultats différents suivant les régions. C'est ainsi qu'à Bucarest, les rats gris sont, dans 8 % des cas, porteurs de *L. pomona*, mais pas de *L. icterohemorragiae*, alors que, dans d'autres régions, les rats examinés présentent des réactions positives pour *L. icterohemorragiae* dans 25 % des cas. Dans certains élevages de rats blancs, le taux est de 70 % pour *L. icterohemorragiae*. Les rongeurs sauvages (*Spermophilus citellus*), dans la région de Timisoara, se sont révélés porteurs de leptospires dans 32 % des cas.

Enfin, les auteurs exposent les méthodes de prophylaxie spécifique (vaccins et sérum), et non spécifique (dératisation), auxquelles il est nécessaire d'avoir recours en période épidémique et inter-épidémique.

En ce qui concerne les hépatites à virus, St. S. Nicolau et l'Ecole roumaine d'Inframicrobiologie proposent une systématisation provisoire qui comprendrait trois groupes : les hépatites humaines épidémiques, les hépatites humaines et animales transmises par des Arthropodes, les hépatites animales.

Se basant sur l'absence d'immunité croisée, les différences entre l'incidence saisonnière et la morbidité, l'aspect clinique et les résultats de la réaction d'hémagglutination, les auteurs roumains identifient quatre hépatites : l'hépatite de Botkine, l'hépatite sclérogène, l'hépatite à virus non hémagglutinant et la maladie de Sergueev et Tareev. Les trois premières maladies plus particulièrement ont fait l'objet de quinze années de travail.

L'hépatite de Botkine peut être identifiée histopathologiquement à l'ictère catarrhal. Elle est caractérisée par la présence constante dans les cellules hépatiques des mêmes inclusions nucléaires. Ces inclusions rondes ou ovalaires de 1 à 3 μ se colorent en rouge brillant par la méthode de Mann et siègent dans le noyau le plus souvent par un, deux, trois, entourées chacune d'un halo clair. Le virus de la maladie de Botkine, mis en contact avec les hématies de poule, réalise le phénomène de l'hémagglutination. Le virus mis en évidence en 1944 sur des coupes de foie humain, cocciforme, mesurait environ 100 m μ . Enfin, l'hépatite de Botkine engendre une immunité homologue, solide et durable.

En 1948-1949, l'apparition de cas d'hépatites épidémiques, chez des individus ayant contracté auparavant l'ictère épidémique, a été le point de départ de recherches qui ont abouti à la découverte de l'hépatite sérogène (1950). La gravité de cette affection s'oppose à la bénignité de l'hépatite de Botkine. Les cas de selrose hépatique qu'elle entraîne sont nombreux. Morphologiquement étudié au microscope électronique, le virus se présente comme un corpuscule sphérique d'environ 90 nm. Les inclusions nucléaires manquent et les nucléoles monstrueux décrits dans la maladie de Botkine sont inconstants.

Un troisième type d'hépatite a été identifié récemment (1955) : l'hépatite à virus non agglutinante, basée sur la disparition de la propriété hémagglutinante. Vers cette même époque était constatée une baisse progressive du pourcentage des cas d'hépatite de Botkine et d'hépatite sérogène.

« Il est donc probable que, dans la R.P.R., le virus de la maladie de Botkine ait donné naissance — en vertu de la variabilité naturelle — au virus de l'hépatite sérogène ; ce dernier se serait transformé, par la suite, en virus non hémagglutinant. »

Par ailleurs, au cours de visites effectuées à la Faculté de Médecine, à l'Institut « Cantacuzen », et dans différents hôpitaux, nous avons pu discuter certains problèmes épidémiologiques et pathogéniques intéressants concernant notamment le typhus exanthématique et la leishmaniose splénique infantile.

Un premier foyer de leishmaniose splénique infantile a en effet été récemment découvert dans la région de Craiova près de la frontière bulgare. Il semble que le chien puisse être mis en cause comme réservoir de virus d'après les premières recherches effectuées dans ce sens.

L'épidémiologie du typhus exanthématique a été bien étudiée en Roumanie (M. Voiculescu, Fl. Caruntu, Tokarovici). En phase inter-épidémique, l'apparition de cas sporadiques à symptomatologie bénigne chez des gens vivant dans des conditions d'hygiène correcte en l'absence de poux, pose un problème angoissant au point de vue épidémiologique comme pouvant être le point de départ d'une nouvelle épidémie. Ces cas, généralement observés chez d'anciens typhiques, ont, durant les dernières années, été plus nombreux que les cas primaires. La constatation de ces faits plaide en faveur de la théorie de Zinsser, admettant la possibilité d'une rechute à longue échéance due à la persistance de *Rickettsia prowazekii* dans le sang. Price en a d'ailleurs fait la démonstration directe en 1955.

Par contre, le mécanisme de réactivation des Rickettsies reste obscur et si Price a pu réussir à l'obtenir chez le *Cynomolgas*, par un traitement de deux semaines à la Cortisone, il a échoué chez l'homme.

A propos des réactions sérologiques employées dans le diagnostic du typhus exanthématique, M. Voiculescu et F. Caruntu préfèrent la réaction de fixation du complément à la réaction de Weil-Félix. Tandis que la réaction de fixation du complément a été positive dans 91 % des cas, la réaction de Weil-Félix a été positive seulement dans 66 % des cas. Par ailleurs, chez les typhiques traités par antibiotiques, on n'observe qu'une très légère différence dans le pourcentage des cas avec la fixation du complément (87,6 % contre 95 %), alors qu'elle est importante avec la réaction de Weil-Félix (76,9 % contre 54,2 %), ce qui indique un certain degré d'interférence dans la formation des anticorps. Chez les anciens typhiques, souffrant par la suite d'autres affections à diagnostic bien précisé, la réaction de fixation du complément donne 33,3 % de résultats positifs, alors que la réaction de Weil-Félix ne donne que 15,2 %. Chez les témoins sans antécédents typhiques, la réaction de fixation du complément s'est avérée positive dans 3,7 % des cas, tandis que la réaction de Weil-Félix donne 9,1 %.

Les auteurs estiment que, pour le diagnostic du typhus exanthématique, l'utilisation habituelle de la fixation du complément apparaît comme nécessaire.

Au terme de cet exposé, nous tenons à remercier les organisateurs de ce Congrès, qui fut une réussite en tous points. Non seulement nous avons été intéressés par les sujets traités et les discussions auxquelles nous avons participé, mais encore nous avons été vivement émus par l'accueil chaleureux que nous ont réservé tous nos confrères roumains, qui ont multiplié les plus délicates attentions à notre égard, manifestant ainsi leur sympathie pour la France.

J. LAPIERRE.

Deux nouvelles formules fongicides et insecticides pour la protection des collections entomologiques

Les collections d'Insectes piqués constituent la base des recherches d'Entomologie, car elles détiennent le matériel indispensable à toute étude de morphologie ou de systématique. Leur importance ne serait donc plus à souligner, qu'il s'agisse d'Entomologie pure ou appliquée, si certains biologistes, ou même des entomologistes, se consacrant aux Insectes d'intérêt économique, n'avaient tendance à considérer le travail de collection comme une sorte d'activité inférieure, à réservier aux « Museums ». Cependant, que l'on étudie le mode de vie, le rôle utile ou nuisible d'un Insecte, ou des méthodes de lutte contre lui, on ne peut se dispenser de connaître le nom spécifique de cet Insecte, clé de toute la littérature le concernant. Or, bien souvent, ce nom ne peut être déterminé avec certitude que par comparaison avec un *type*, c'est-à-dire un Insecte conservé dans une collection.

Lorsqu'on a l'occasion de visiter les laboratoires d'Entomologie dans nos territoires d'Outre-Mer, on est surpris du petit nombre d'entre eux qui possèdent d'importantes collections d'Insectes permanentes et correctement étiquetées. Trop souvent, elles sont très incomplètes (alors que le matériel entomologique abonde à proximité) et les Insectes, notamment les Diptères, présentent un mauvais état de conservation, rendant parfois toute étude impossible.

Les entomologistes invoquent alors l'urgence d'autres travaux, et surtout l'impossibilité de préserver des Arthropodes, fragiles sous les climats tropicaux. Ils se plaignent particulièrement des attaques cryptogamiques, favorisées par le degré hygrométrique élevé de l'atmosphère et le matériel défectueux utilisé pour conserver les collections : armoires en bois mal closes, cartons absorbant l'humidité, fonds de tourbe ou autre substance végétale constituant un bon milieu de culture pour les moisissures, etc.

L'emploi de meubles métalliques étanches, de boîtes en bois à fermeture hermétique pour piquer les Insectes, l'usage de desséchants (par exemple silicogel), d'ampoules électriques allumées en permanence, ou même de bandes adhésives (« scotch tape »), pour le scellement des cartons à Insectes, sont des palliatifs plus ou moins coûteux, qui se heurtent fréquemment à des difficultés budgétaires. S'il est facile actuellement de protéger les collections des attaques d'Insectes (lépismes, blattes, termites, psoques, anthrènes, fourmis, etc.) et d'Acariens (*Tyroglyphus*...), si fréquentes et si dévastatrices dans les pays chauds, soit à l'aide d'insecticides volatils : créosote, nitrobenzène, naphtalène, paradichlorobenzène, hexachloréthane, etc., soit par imprégnation des boîtes avec des insecticides de contact à toxicité rémanente : H.C.H., D.D.T., Diel-drine, etc., il reste à mettre au point un bon fongicide, et toutes les formules plus ou moins complexes que nous avons pu trouver dans la littérature.

rature ne nous ont donné que des échecs, même un anti-cryptogamique couramment employé en agriculture, le sulfate neutre d'oxyquinoléine, vendu commercialement sous le nom de **Cryptonol**.

De plus, de nombreux fongicides sont à éliminer, parce qu'ils laissent des taches sur le papier, font rouiller les épingle, abîment les Insectes, ou n'ont pas d'action suffisamment rémanente.

Une solution à ce difficile problème nous a été proposée par Geigy et Herbig dans leur récent et utile traité : *Erreger und Ueberträger tropischer Krankheiten* (1955, « Rezepte und Chemikalien », p. 381 et 384). Il s'agit d'un nouveau fongicide, le **Mperfène** (ou **Mperfène**), qu'ils préconisent en solution pour imprégner les papiers servant à l'emballage des Insectes. Ils n'indiquent malheureusement, ni la formule chimique de ce produit, ni le solvant, ni la concentration de la solution-mère. A Nouméa, en Nouvelle-Calédonie, nous n'avons pu obtenir aucune documentation concernant ce fongicide. Nous avons toutefois reçu de France un kilo de **Mperfène**, sous forme d'une poudre cristalline blanche, qui est du borate de phénylmercure pur (fabriqué par les Laboratoires Médial, S.A., à Lyon). La recherche de renseignements dans le manuel de Hodgman (1948), dans celui de De Ong (1953), et dans l'Encyclopédie de chimie Kirk-Othmer, sur les propriétés physiques, et notamment la solubilité de ce composé, a été infructueuse. Hodgman indique toutefois qu'un sel organomercurique voisin, le chlorure de phénylmercure, est légèrement soluble dans l'éther, le benzène, et surtout la pyridine. Des essais successifs de ces solvants et de divers autres (alcools éthylique et méthyllique, dioxane, méthylcellosolve, acétone, acétate d'éthyle et d'amyle, chloroforme, tétrachlorure de carbone, sulfure de carbone, etc.) nous ont montré que le meilleur solvant du borate de phénylmercure était la pyridine à 90 %. La pyridine a le grand avantage d'être également un excellent solvant du D.D.T. et de la **Dieldrine**, ce qui permet de réaliser une synergie insecticide-fongicide, sous forme d'un liquide volatil ne tachant pas le papier, et d'efficacité durable. Après plusieurs expériences, nous nous sommes arrêtés aux deux formes suivantes, qui nous ont assuré une protection totale contre Insectes et moisissures de nos collections entomologiques depuis quatre mois, alors qu'auparavant, dans l'atmosphère humide de notre laboratoire à L'Anse-Vata (Nouméa), nous n'arrivions pas à enrayer les attaques cryptogamiques, malgré une surveillance régulière.

Formule A

Borate de phénylmercure pur (Mperfène)	1 gr.
Dieldrine Shell (émulsion à 15 %)	6 cc.
Pyridine à 90 %	85 cc.

Formule B

Borate de phénylmercure pur	1 gr.
Dichloro-diphényl-trichloréthane (D.D.T. technique)	10 gr.
Pyridine à 90 %	85 cc.

Nous passons simplement au pinceau les cartons à Insectes (intérieur seul), avec l'un des deux liquides. Le produit s'évapore rapidement, sans laisser d'autres traces qu'un revêtement peu visible de très fins cristaux. L'odeur pénétrante de la pyridine disparaît en quelques jours. L'action rémanente de ces insecticides-fongicides semble devoir être de longue durée, mais nous n'avons pas encore le recul suffisant pour la préciser. Les épingle entomologiques en acier verni n'ont pas été attaquées jusqu'à présent par le sel de mercure, non plus que des épingle en laiton. Il semble toutefois prudent de bien laisser sécher les boîtes traitées avant d'y piquer des Insectes. Au cas où les épingle rouilleraient malgré cette précaution, on pourrait les paraffiner, ou s'abstenir de traiter le fond de la boîte, l'action du produit paraissant également satisfaisante lorsqu'on limite le traitement aux côtés des cartons à Insectes.

RÉSUMÉ

Nous proposons deux formules de liquides insecticides et fongicides, l'une à base de Merfène-Dieldrine, l'autre de Merfène-D.D.T. (les deux en solution dans la pyridine), pour la protection des collections d'Insectes piqués sous les climats tropicaux.

Nous espérons que ces produits donneront entière satisfaction aux utilisateurs éventuels, notamment aux entomologistes travaillant dans les territoires Outre-Mer, et les encourageront à constituer localement des collections d'Insectes aussi complètes et aussi bien présentées que possible.

J. RAGEAU et G. VERVENT.

BIBLIOGRAPHIE

GEIGY (R.) et HERBIG (A.), 1955. — Erreger und Ueberträger tropischer Krankheiten. *Acta Tropica, Suppl. 6*, Bâle, pp. 381 et 384.

HODGMAN (Ch. D.), 1948. — Handbook of Chemistry and Physics. *Chemical Rubber Publ. C°*, Cleveland (Ohio), 13th ed., pp. 908-909.

KIRK-OTHMER. — Encyclopedia of Chemical Technology.

ONG (E. R. DE), 1953. — Insects, fungus and weed control. *Chemical Publ. C°*, p. 355.

*Office de la Recherche Scientifique et Technique Outre-Mer
Institut Français d'Océanie*

ANALYSES

Distribution of Filariasis in the South-Pacific Region

par M. O. T. IYENGAR

South Pacific Commission Technical Paper, N° 66,

Nouméa, New Caledonia, September, 1954

La filariose dans le Pacifique-sud est due aux deux formes de *Wuchereria bancrofti*, à microfilarémie périodique nocturne d'une part, et apériodique d'autre part. *Wuchereria malayi* n'a jamais été rencontrée dans cette région du Pacifique-sud, sauf des cas d'importation. La filariose est confinée dans sa distribution aux régions côtières basses. Les parties montagneuses de l'intérieur de ces îles sont généralement indemnes, sauf certaines exceptions (Samoa de l'ouest, et certaines des îles Fidji).

Naturellement, l'existence de l'infection et son intensité dépendent largement de l'abondance du vecteur local, de son écologie, et des facilités qui lui sont données de se nourrir sur l'homme.

La répartition de l'éléphantiasis est limitée aux régions d'endémicité filarienne ; en général, son importance est proportionnelle à l'intensité de la microfilarémie dans la population.

Cependant, en Nouvelle-Guinée, aux Salomons, aux Nouvelles-Hébrides et aux Carolines, des indices de microfilarémie de 25 % et plus ne s'accompagnent que de rares cas d'éléphantiasis. En principe, l'éléphantiasis est moins fréquent dans les zones à forme périodique que dans celles où elle est apériodique. C'est dire que l'éléphantiasis est plus commun dans le Pacifique oriental que dans la partie occidentale. Cependant, la Nouvelle-Calédonie fait exception à la règle, puisqu'on y observe la forme apériodique, et que les cas d'éléphantiasis sont extrêmement rares. En réalité, les différences observées résident dans le fait, non du pouvoir pathogène particulier de la filaire suivant la région, mais des conditions locales permettant l'hyperinfestation de l'hôte humain.

Dans les régions côtières et basses du Pacifique-sud occidental (Nouvelles-Guinée, Salomon, Nouvelles-Hébrides), le vecteur principal est *Anopheles farauti*. Dans les régions intérieures, il est remplacé par *Anopheles bancrofti*.

Il semble qu'*Anopheles punctulatus*, *Anopheles koliensis* et *Culex fatigans* peuvent servir de vecteurs secondaires dans certaines parties du Pacifique-sud occidental. Aux îles Carolines, c'est *Culex fatigans*, ainsi qu'aux Mariannes, aux Marshall et aux Gilbert.

Dans la partie orientale du Pacifique-sud, le vecteur majeur est *Aedes (Stegomyia) polynesiensis* (distingué d'*A. pseudoscutellaris* par Marks, 1951). Aux Fidji, les deux espèces, *A. polynesiensis* et *A. pseudoscutellaris*, existent, et il est probable que toutes deux sont susceptibles de transmettre l'infestation. Aux Tonga, la forme apériodique est endémique, mais le vecteur local n'est pas défini. La seule espèce du groupe *Scutellaris* est l'*Aedes tongae*, qui est considéré, pour des raisons épidémiologiques, comme le vecteur majeur dans ces îles.

La Nouvelle-Calédonie diffère complètement du reste du Pacifique à cet égard ; ni Anophèles, ni aucune des espèces du groupe *Aedes scutellaris*, n'y existent. La forme apériodique est endémique dans certaines régions côtières du Nord, et elle est transmise par *Aedes vigilax*, espèce vivant dans les lagunes saumâtres le long de la côte.

Henri GALLIARD.

Studies of mosquitoes and freshwater Ecology in the South-Pacific

by MARSHALL LAIRD, M.Sc., Ph.D., D.Sc.

(*Royal Society of New Zealand Bulletin*, N° 6, 213 pages, 2 pl. en couleur)

Les Anophèles sont absents du Pacifique à l'est du 170° de longitude et de toute la Micronésie, à l'exception de l'îlot de Guam. On ne les trouve pas non plus dans aucune des îles situées à l'est de l'Australie et au sud du 20°12' latitude-sud. La malaria est donc inconnue en Nouvelle-Calédonie, aux Loyalties, aux Fidji et dans toute la poussière d'îles du Pacifique central et oriental, de même à l'île de Pâques, aux Galapagos et Juan Fernandez.

Malgré les progrès des moyens de transport, et après tous les hasards de la guerre du Pacifique-sud, on pouvait affirmer en 1947 qu'aucun Anophèle n'avait été introduit pendant l'occupation militaire, tout au moins jusqu'en 1945, dans les îles connues pour être non-malariaques. Plus récemment, cependant, *Anopheles subpictus indefinitus* des Philippines, de Formose et d'Indochine, s'est établi à Guam (Mariannes). Il n'a heureusement aucune importance comme vecteur de *Plasmodium*, et en 1951 aucun cas autochtone de malaria n'a été rapporté. Il n'en est pas de même pour 28 autres espèces d'Insectes nuisibles à l'agriculture qui se sont introduits aux Hawaï grâce aux transports aériens.

Il est évident que l'introduction d'un Anophèle véritablement pathogène dans une île du Pacifique, avec une population non prémunie, pose

rait des problèmes d'une extrême gravité. *Anopheles farauti* existe en effet sur la limite sud-ouest de cette zone indemne (Nouvelles-Hébrides, Australie). C'est, avec *Anopheles punctulatus*, le vecteur le plus important, sinon le seul en Nouvelle-Guinée, de l'archipel de Bismarck et des Salomon. Il possède en outre les larves les plus facilement adaptables de toutes les espèces connues d'Anophèles.

L'impossibilité d'extension du paludisme peut être expliquée de trois façons : il est possible d'abord que le genre *Anopheles* ait déjà atteint ses limites maxima de distribution ; ensuite, que l'ensemble des circonstances nécessaires à la pénétration efficace d'Anophèles depuis la Mélanésie occidentale ne s'est pas réalisé, et enfin qu'une barrière écologique quelconque empêche l'établissement des Anophèles dans cette région.

Ainsi, les Anophèles qui ont pénétré dans le sud-Pacifique, depuis la Nouvelle-Guinée, ne vont pas plus loin que les Nouvelles-Hébrides méridionales. D'autre part, le nombre des sous-genres de ces espèces diminue progressivement, au fur et à mesure que l'on s'éloigne du centre de dispersion.

Si nous sommes dans l'impossibilité d'expliquer la dispersion des Anophèles, il y a par contre un nombre considérable de faits anciens et récents, concernant l'introduction d'espèces de Culicinés dans des régions qui en étaient indemnes. C'est le cas de *Culex annulirostris*, ainsi que des *Aedes* du groupe *scutellaris*. Ceci peut s'expliquer du fait de leur biologie et de leur résistance pendant le transport dans cet Océan Pacifique où les distances sont si grandes qu'elles éliminent toute dispersion des moustiques par les moyens naturels.

De plus, toutes les espèces d'*Anopheles* du Pacifique ont des larves qui ne vivent jamais dans aucun récipient artificiel, ce qui limite considérablement les chances de transport et d'établissement dans une région éloignée. Il en est de même pour les transports aériens. Bien que l'on ait retrouvé à bord des avions des femelles d'Anophèles vivantes, l'implantation d'aucune espèce ne s'est encore produite.

Le présent travail a eu pour but de rechercher une explication de ces phénomènes. L'auteur a fait une longue et complète prospection dans les différents groupes d'îles du Pacifique, depuis le Queensland, jusqu'à Aitutaki, dans l'archipel Cook.

Il établit une classification des habitats larvaires, et donne la liste écologique des gîtes naturels et artificiels. Toute la faune et la flore aquatique sont soigneusement décrites. L'auteur a cherché à comparer ainsi les collections d'eau hébergeant des larves de moustiques avec celles qui en étaient dépourvues. Les comparaisons ont porté surtout sur les habitats larvaires des Anophelinés dans les zones malariques, et les collections semblables dans les zones sans *Anopheles*.

Les conditions climatiques au niveau de la mer ne varient pas grandement de l'ouest à l'est du Pacifique, mais on peut observer, comme l'ont fait les précédents chercheurs, que tous les groupes végétaux et animaux décroissent dans le sens longitudinal d'ouest en est.

Ce fait est moins marqué pour les organismes inférieurs ; les algues et les protozoaires aquatiques sont très semblables aux espèces cosmopolites, et certaines espèces peuvent être trouvées partout. Le transport par le vent des spores, des kystes, minimise l'importance de la barrière océane, et même certaines plantes et certains animaux plus élevés en organisation ont pu atteindre une distribution pantropicale, par leurs propres moyens, comme certains Insectes au vol puissant, et des Coléoptères, tels que les Dytiques, que l'on récolte depuis le Queensland jusqu'aux Samoa.

A un autre échelon de l'échelle zoologique, il est évident que les Mollusques bivalves et les Amphibiens sont tout à fait inadaptés à la dispersion transocéanique par des moyens naturels. On peut donc invoquer l'existence d'anciens continents ; des arguments géologiques et biologiques viennent à l'appui de l'hypothèse de terres immersées qui unissaient la Mélanésie aux Fidji, aux Tonga et aux Samoa ; la distribution de certains Insectes le confirme.

Entre ces deux extrêmes, il y a beaucoup d'organismes d'eau douce qui sont susceptibles de bénéficier de moyens naturels et occasionnels de dispersion ; d'autres sont bien adaptés à profiter de la présence de l'homme et de ses diverses activités pour étendre leur distribution géographique. C'est le cas de beaucoup d'Hémiptères et de petits Coléoptères ; il en est de même pour beaucoup de plantes halophiles ; les moustiques domestiques peuvent être transportés dans des récipients de diverse nature.

Dans le Pacifique cependant, comme nous l'avons dit, il y a une diminution progressive de la faune à partir de certains centres de distribution, de l'ouest à l'est. Ainsi, le nombre des espèces de moustiques passe de 18 à Espiritu Santo, à 9 dans la plus méridionale des Nouvelles-Hébrides, bien que les habitats larvaires soient les mêmes partout.

Les conditions écologiques côtières pour les espèces aquatiques ne varient donc pas beaucoup depuis le Queensland jusqu'à la Polynésie. Toutes ces régions se trouvent entre l'équateur et le 20° latitude-sud. C'est donc uniquement la distance en longitude qui est le seul facteur limitant la distribution des plantes et des animaux.

La faune et la flore des habitats larvaires devient de moins en moins complexe au fur et à mesure que l'on avance vers l'est, les déficiences étant plus marquées dans les groupes élevés. Ainsi, à mesure que l'isolement s'accroît et rend les habitats d'eau douce de moins en moins utilisés, sauf pour les organismes inférieurs, on trouve naturellement de moins en moins de gîtes susceptibles de convenir à des plantes et à des animaux qui y seraient éventuellement introduits.

On peut tirer des conclusions significatives en ce qui concerne la distribution des moustiques et leur écologie du fait de cette situation biogéographique. La première de ces conclusions, en ce qui concerne la distribution des Anophèles, est la suivante : il est évident que la ligne Buxton ne constitue pas une ligne de démarcation entre deux régions

zoogéographiques, comme le fait la ligne Wallace, mais elle marque cette réduction progressive de la faune et de la flore en fonction de la distance vers l'est. Elle indique la limite orientale extrême atteinte jusqu'à maintenant par les Anophèles. On pourrait en construire pour les différentes espèces de Culicinés, dont l'aire est beaucoup plus vaste.

Il est évident en outre que les habitats larvaires d'*Anopheles farauti* sont les mêmes que ceux de *Culex annulirostris* qui, grâce à sa faculté d'utiliser les commodités du transport humain, est maintenant bien établi dans toute la Polynésie. Cependant, la larve de ce *Culex* est beaucoup plus tolérante qu'*Anopheles farauti*, car elle supporte des températures d'eau plus élevées, se trouve fréquemment dans les récipients domestiques et industriels, alors qu'*Anopheles farauti* se trouve exclusivement dans les eaux naturelles de surface, et ne supporte pas ce feutrage oxygéné dû aux algues vertes qui tapissent le fond des collections peu profondes.

Sous ces réserves, il est évident que la présence de *Culex annulirostris* dans les régions sans paludisme indique généralement l'existence d'habitats larvaires qui pourraient convenir à *Anopheles farauti*.

Ainsi, la ligne Buxton ne doit pas être considérée comme une barrière au-delà de laquelle les Anophèles n'avanceront jamais, mais comme un rappel permanent de la proximité d'un dangereux Anophèle qui, s'il s'introduisait dans des îles orientales, y trouverait la totalité de ses gîtes habituels ; comme nul parasite ni prédateur n'existe, rien ne viendrait limiter sa pullulation.

De toute façon, rien ne devrait être fait pour augmenter le nombre de ces habitats larvaires, ni rendre plus favorables encore ceux qui existaient déjà. On ne saurait trop insister sur le fait qu'aucune plante aquatique nouvelle ne devrait être introduite sans que les conséquences en soient mesurées. L'auteur insiste sur le fait que les autorités du Pacifique-sud, dans leur désir louable d'apporter un supplément d'alimentation à l'homme et aux animaux, ont introduit la patate douce (*Ipomoea aquatica*) de l'Asie du sud-est. Ainsi se trouvent réalisées les conditions d'implantation possible des Anophèles dans ces îles auxquelles on tente de porter secours.

Un autre projet, consistant à élever le poisson *Tilapia mossambica*, est aussi extrêmement dangereux. Chacun sait en effet que, si les poissons sont capables de détruire la faune culicidienne dans une eau dépourvue de végétation, la présence de plantes aquatiques, telle qu'*Ipomoea*, neutralise complètement leur action.

On se rappelle qu'en Indonésie les effets de l'introduction des poissons dans les marais saumâtres, destinés à lutter contre *Anopheles sundaicus*, le plus dangereux vecteur du sud-est asiatique, ont été annihilés par l'envahissement des eaux par les algues du genre *Enteromorpha*.

Enfin, il faut considérer quels sont les moyens de lutte contre les moustiques pathogènes présents dans diverses parties du Pacifique-sud. L'expérience de la deuxième guerre mondiale a montré qu'une espèce

aussi ubiquiste qu'*Anopheles farauti* a pu être réduite en nombre jusqu'à complète disparition de la malaria dans certaines localités où les troupes étaient stationnées. Mais ces mesures sont très onéreuses, et doivent être poursuivies sans répit.

Ainsi, deux mois seulement après le retrait des troupes de Nissan-Island (Nouvelle-Guinée), et la cessation des pulvérisations de D.D.T. appliquée pendant dix-huit mois, en 1944 et 1945, l'auteur avait trouvé une quantité considérable de larves d'*Anopheles farauti* dans toutes les eaux, sur toute l'étendue du périmètre traité. Les prédateurs avaient disparu, car ils étaient aussi sensibles aux larvicides que les moustiques, mais leur puissance de réinvasion à partir de foyers extérieurs était très inférieure et beaucoup plus lente que celle des moustiques, qui ont pu alors se multiplier sans limites.

Aussi, et en raison du prix exorbitant de l'application des insecticides, l'auteur recommande l'étude des moyens naturels de lutte et passe en revue tous les parasites possibles des larves de Culicidés. Il estime que leurs effets devraient être soigneusement étudiés. Les prédateurs n'existent pas dans le Pacifique, mais certains *Toxorhynchites* pourraient être introduits ; des poissons indigènes pourraient être utilisés comme larvivores, de même que des Nématodes Mermithidés (*Agamomermis*). Enfin, on devrait tenter d'acclimater des algues du genre *Cœlomomyces*, qui sont extrêmement pathogènes pour les larves, bien qu'elles en parasitent un très petit nombre. *C. stegomyiae*, originaire de Malaisie, est trouvée aussi aux Salomon. L'auteur pense que des essais comparatifs pourraient être tentés, en particulier dans des petits atolls du groupe des Tokelau. Car, dans le Pacifique-sud, on rencontre des conditions idéales pour toutes les recherches dans le domaine si négligé de la lutte anti-moustique par des moyens biologiques.

H. GALLIARD.

Le Gérant : G. MASSON.

MASSON et Cie, éditeurs, Paris

Dépôt légal 1957, 4^e trimestre, N° d'ordre : 2.635

Imprimé par Imp. A. COUESLANT (*personnel intéressé*)

à Cahors (France). — 91.372. — C.O.L. 31.2330